

UNIVERSIDAD DE ALMERÍA

DEPARTAMENTO DE AGRONOMÍA

ÁREA DE PRODUCCIÓN VEGETAL



I.T.A HORTOFRUTICULTURA Y JARDINERÍA

PROYECTO MONOGRÁFICO

**VARIACIÓN DE LOS NITRATOS EN UN SUELO
ENARENADO CON APLICACIÓN DE DOS MATERIAS
ORGÁNICAS EN SOLARIZACIÓN Y BIOFUMIGACIÓN.**

Directores: Dr. Juan Antonio Sánchez Garrido

Dr. César Antonio Ruiz Olmos

Alumna: Carmen Del Mar Sánchez Lucas

Julio, 2013

Agradecimientos

Quiero mostrar mi más profundo agradecimiento:

En primer lugar al Dr. Julio César Tello Marquina, por su confianza para realizar este proyecto, por su dedicación y por todo lo que he aprendido de él.

Al Dr. Juan Antonio Sánchez Garrido por explicarme todo lo que ha estado en su mano, por su asesoramiento y guiarme en el comienzo de este proyecto.

A José Ignacio Marín por su inmensa paciencia, su colaboración y por dedicar varias horas de su tiempo libre a resolver muchas de mis dudas. Igualmente a Cesar Antonio Ruiz, por ayudarme en todo lo que he necesitado.

A los técnicos de laboratorio de Edafología; Manuel y Aurora por hacerme el trabajo más llevadero, por todo lo que he reído a su lado, de los que me llevo además, un profundo cariño.

A mi preciosa amiga y compañera Vanesa Torrecillas Molina, porque sin ella creo que no hubiera podido materializar este proyecto, por su apoyo incondicional día tras día.

A Sergio Martínez Mateo por darme todos los ánimos que he necesitado.

A todos mis hermanos por creer en mí.

A mi madre, el motor de mi vida, por comprenderme y confiar en todo lo que hago, por su energía y entrega hacia mí.

A mi padre, al que un día prometí que lo lograría, porque sé que me estará guiando siempre en todo lo que me proponga.

A todos y todas las personas que de alguna manera han contribuido a la realización de este proyecto, mi más sincero agradecimiento.

Índices

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
1. Interés y objetivos	9
1.1 Introducción.....	10
1.1.1 Importancia económica del sector hortícola en Almería.....	10
1.1.2 Importancia económica del tomate.....	12
1.2 Interés.....	12
1.3 Objetivos.....	14
2. Revisión bibliográfica	15
2.1 El enarenado.....	16
2.2 El nitrógeno en el suelo.....	17
2.2.1 Ciclo del nitrógeno.....	18
2.2.2 Factores que afectan a las transformaciones del nitrógeno en el suelo... 19	19
2.3 Nitratos en Sistemas hortícolas.....	23
2.4 Riesgos por el contenido de nitratos.....	26
2.4.1 Riesgos medioambientales.....	26
2.4.2 Riesgos para la salud.....	26
2.5 Situación legislativa.....	27
2.5.1 Medidas de control.....	29
2.6 Nociones sobre materia orgánica.....	30
2.7 Biofumigación y biosolarización.....	32
2.7.1 Biofumigación.....	32
2.7.2 Solarización.....	34
2.7.3 Biosolarización.....	34
3. Materiales y métodos	36
3.1 Emplazamiento del ensayo.....	37
3.2 Características del invernadero.....	37
3.2.1 Estructura.....	38
3.2.2 Orientación.....	38
3.2.3 Sistemas de ventilación.....	39
3.2.4 Suelo.....	40
3.2.5 Sistema de riego.....	41
3.2.5.1 Balsas de riego.....	41
3.2.5.2 Cabezal de riego.....	43
3.2.5.2.1 Sistema de inyección de fertilizantes.....	43
3.2.5.2.2 Sistema de impulsión de la solución final a los goteros.....	44
3.2.5.2.3 Sistema de filtrado.....	44
3.2.5.2.4 Ordenador y cuadro de control.....	44
3.2.5.3 Red de distribución.....	45
3.3 Material vegetal.....	46
3.4 Técnicas de cultivo.....	46
3.4.1 Ciclo de cultivo.....	46
3.4.2 Marco de plantación.....	46

3.4.3	Trasplante.....	46
3.4.4	Labores de cultivo.....	47
3.4.5	Polinización.....	47
3.4.6	Riego y fertilización.....	47
3.4.6.1	Agua de riego.....	47
3.4.6.2	Fertirrigación.....	48
3.4.7	Tratamientos nutricionales, fitosanitarios y otros medios de defensa.....	48
3.4.8	Clima.....	50
3.5	Diseño experimental.....	51
3.5.1	Aplicación de tratamientos.....	51
3.5.2	Tratamientos experimentales.....	53
3.5.3	Distribución de tratamientos.....	55
3.5.4	Toma de muestras.....	56
3.6	Metodología analítica.....	57
3.6.1	Preparación de muestras para su estudio en laboratorio.....	57
3.6.2	Preparación de pastas saturadas.....	57
3.6.3	Obtención extracto de saturación.....	58
3.6.4	Determinación porcentaje de humedad.....	59
3.6.5	Conductividad eléctrica.....	59
3.6.6	Determinación de nitratos en la solución del suelo.....	59
3.6.7	Cálculo del pH.....	60
3.6.8	Análisis estadístico de datos.....	61
4.	Resultados y discusión.....	63
4.1	Variación en la concentración de Nitratos.....	64
4.1.1	Variación en la concentración de Nitratos entre tratamientos.....	64
4.1.1.1	Antes de las aplicaciones de materia orgánica (M1).....	64
4.1.1.2	Después de las aplicaciones de materia orgánica (M2).....	64
4.1.1.3	Durante el cultivo.....	65
4.1.1.4	Resumen.....	66
4.1.2	Variación en la concentración de nitratos entre desinfecciones.....	69
4.1.2.1	Antes de las aplicaciones de materia orgánica (M1).....	70
4.1.2.2	Después de las aplicaciones de materia orgánica (M2).....	70
4.1.2.3	Durante el cultivo.....	70
4.2	Variación en valores de Conductividad eléctrica.....	72
4.2.1	Variación en valores de Conductividad eléctrica entre tratamientos.....	72
4.2.2	Variación en valores de Conductividad eléctrica entre desinfecciones.....	75
4.2.2.1	Antes de las aplicaciones de materia orgánica (M1).....	75
4.2.2.2	Después de las aplicaciones de materia orgánica (M2), M3 y M4.....	75
4.2.2.3	Resto de ciclo de cultivo, (M5, M6, M7).....	76
4.3	Variación en valores de pH.....	77
4.3.1	Variación en valores de pH entre tratamientos.....	77
4.3.2	Variación en valores de pH entre desinfecciones.....	80
5.	Conclusiones.....	82

6. Bibliografía.....84

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Pág
1. Evolución de la superficie invernada en Almería en hectáreas. Fuente: ESYRCE. Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente (Cajamar, 2012)	10
2. Evolución de la producción hortícola (1975-2012) en toneladas. Fuente: Estimación realizada a partir de datos facilitados por CAP, SOIVRE, DGA y datos aportados por empresas comercializadoras del sector (Cajamar, 2012)	11
3. Exportaciones sobre producción hortícola total en porcentaje. Fuente: Estimación realizada a partir de datos facilitados por CAP, SOIVRE, DGA y datos aportados por empresas comercializadoras del sector (Cajamar, 2012)	11
4. Ciclo del nitrógeno en la naturaleza	19
5. Mapa de zonas vulnerables a la contaminación por nitratos en la CC.AA de Andalucía. Orden 7 de julio de 2009 BOJA nº: 157, 2009 (Fuente: Junta de Andalucía)	29
6. Mapa emplazamiento de la finca experimental UAL-ANECOOP. (Fuente: Fundación UAL-ANECOOP)	37
7. Plano finca UAL-ANECOOP y ubicación del invernadero U7	38
8. Detalle ventanas laterales	39
9. Detalle ventana cenital	39
10. Sistema de doble puerta a la entrada del invernadero	40
11. Vista del interior de la sala de cabezales de riego	41
12. Detalle balsas de riego	42
13. Filtro de anillas	42
14. Vista general de los tanques para la fertilización del cabezal dos	43
15. Cabezal de riego usado para abastecer el invernadero del ensayo	44
16. Cuadro de control de fertirrigación de la finca	45
17. Detalle de <i>Lycopersicon esculentum</i> Mill cv. <i>Amilda</i>	46
18. Colmena de abejorros (<i>Bombus terrestris</i>)	47
19. Evolución de los valores de Temperatura (°C) y Humedad Relativa (%), suministrados por la estación meteorológica UAL-ANECOOP, durante el ciclo de cultivo, en el exterior del invernadero	51
20. Evolución de los valores de temperatura (°C), humedad relativa (%) y radiación (W/m ²) durante el ciclo del cultivo, en el interior del invernadero	51
21. Apertura de surcos	52
22. Incorporación de las diferentes materias orgánicas (Brassicas)	52
23. Incorporación de las diferentes materias orgánicas (Biofence®)	52
24. Pase del tractor	52
25. Incorporación líneas portagoteros	53
26. Extensión de plásticos en las zonas de biosolarización	53
27. Tratamiento T1 (Biofence®)	54
28. Tratamiento T1 (Biofence®)	54
29. Tratamiento T2 (Brassicas empacadas)	54

Figura	Pág
30. Distribución de tratamientos y repeticiones en las líneas de cultivo del invernadero U7	55
31. Toma de muestras de suelo con barrena en bolsas de plástico, a una profundidad de 0-30 cm y 20 cm del bulbo húmedo	56
32. Desmenuzamiento de los agregados con rodillo de madera	57
33. Pastas saturadas	58
34. Detalle extracción	59
35. Diluciones de los extractos de saturación	60
36. Detalle espectrofotómetro ultravioleta UnicamUV/Vis	60
37. Muestras preparadas para la determinación de pH del suelo	61
38. Concentración de nitratos según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación, expresadas en mmolL^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo biofumigación: testigo sin materia orgánica	69
39. Concentración de nitratos según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biosolarización, expresadas en mmolL^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo biosolarización: testigo sin materia orgánica + solarización	69
40. Concentración de nitratos según distintas desinfecciones, expresadas en mmolL^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización: con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización	72
41. Conductividad eléctrica, según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación, expresada en dSm^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo biofumigación: testigo sin materia orgánica	74
42. Conductividad eléctrica según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biosolarización, expresada en dSm^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo biosolarización: testigo sin materia orgánica + solarización	75
43. Conductividad eléctrica según distintas desinfecciones expresada en dSm^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización: con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización	77
44. Valores de pH según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación, antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo biofumigación: testigo sin materia orgánica	79

Figura	Pág
45. Valores de pH según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biosolarización, antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en fechas después de trasplante (D.D.T). Testigo biosolarización: testigo sin materia orgánica + solarización	80
46. Valores de pH según distintas desinfecciones, antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización; con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización	81

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla	Pág
1. Cuadro general de la salinidad del suelo en el extracto saturado expresada en dSm^{-1} y respuesta de los cultivos a diferentes valores	21
2. Tolerancia del tomate a la salinidad refiriéndolas a disminución del rendimiento de un 0, 10, 25, 50 % por efecto de la salinidad del suelo en el extracto de pasta saturada expresada en dSm^{-1} (Ayers y Westcot ,1976 y Carter 1981)	21
3. Condiciones de fertilidad de los suelos relacionados con el pH (Porta <i>et al.</i> , 1994)	22
4. Soluciones nutritivas estimadas en función del estado de desarrollo para tomate (Fernández y Camacho, 2007)	24
5. Datos del análisis del extracto saturado realizado al suelo de la finca el 19 de septiembre de 2005 en los "Laboratorios EYCOM S.L." de Almería	40
6. Diferentes labores culturales, realizadas durante el ciclo de cultivo, en días después de trasplante (D.D.T)	47
7. Análisis agua de riego	48
8. Soluciones nutritivas empleadas durante el cultivo, en kg de fertilizante y m^3 de agua	48
9. Abonado nutricional aplicado en días después de trasplante (D.D.T)	49
10. Fitosanitarios y otros mecanismos de defensa (OMDF) aplicados en días después de trasplante (D.D.T)	49
11. Resultados del análisis en laboratorio de las dos materias orgánicas empleadas en nuestro ensayo (Biofence® y Brassicas empacadas)	55
12. Fechas en días después de trasplante (D.D.T) en las que se extrajeron los diferentes muestreos	56
13. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre la concentración de nitratos, valores (media \pm desviación estándar) expresados en $mmolL^{-1}$ antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD)	68

Tabla	Pág
14. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre la concentración de nitratos, valores (media \pm desviación estándar) expresados en mmolL^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD)	68
15. Efecto de distintas desinfecciones sobre la concentración de nitratos, valores (media \pm desviación estándar) expresados en mmolL^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización; con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización. Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD)	71
16. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre la Conductividad Eléctrica, valores (media \pm desviación estándar) expresados en dSm^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD)	73
17. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre la Conductividad Eléctrica, valores (media \pm desviación estándar) expresados en dSm^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD)	74
18. Efecto de distintas desinfecciones sobre la Conductividad eléctrica, valores (media \pm desviación estándar) expresados en dSm^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización; con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización. Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD)	76
19. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre valores de pH, (media \pm desviación estándar), antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD)	78

Tabla	Pág
20. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre valores de pH, (media \pm desviación estándar), antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD)	79
21. Efecto de distintas desinfecciones sobre valores de pH, (media \pm desviación estándar), antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en fechas después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización; con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización. Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD)	81

1 Interés y objetivos

1 INTERÉS Y OBJETIVOS

1.1 Introducción

1.1.1 Importancia económica del sector hortícola en Almería

En la provincia de Almería se encuentra la mayor zona de producción hortícola protegida de España y la mayor concentración de invernaderos a escala mundial. Almería representa un 53% del total de la superficie bajo plástico en España (Pérez *et al.*, 2002).

Un hecho diferencial de Almería es la gran incidencia que tiene la agricultura sobre el conjunto de la economía provincial hasta el punto que, durante años, la evolución de la renta y el empleo provincial ha estado determinada por la marcha de la campaña hortícola. Hablar de agricultura en la provincia de Almería es hablar de la producción hortícola en cultivos intensivos, lo que popularmente se conoce como los invernaderos, ya que, la mayoría de la producción final agraria la aporta este tipo de productos (Cajamar, 2004). La producción agrícola en esta área supone un 19% del PIB provincial y un 28% del empleo total de la provincia. La producción final agrícola de Almería representa un 27% y un 6% de la producción final agrícola en Andalucía y España, respectivamente.

El modelo hortícola de Almería se caracteriza por explotaciones de pequeño tamaño con importante peso del trabajo familiar, con la singularidad aportada por la incorporación de tecnología que ha permitido obtener una alta productividad por unidad de superficie y un coste barato.

La superficie invernada alcanzó en Almería, para la campaña 2011-2012 las 29.991 hectáreas, rompiendo con la tendencia a la baja que se arrastraba desde 2006, según la encuesta de superficies y rendimientos de cultivos (ESYRCE) publicada por el Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente (MAGRAMA). Obviamente, esto se tradujo en una mayor superficie de cultivo (se ha estimado que teniendo en cuenta los diversos ciclos pusieron en producción 46.140 ha).

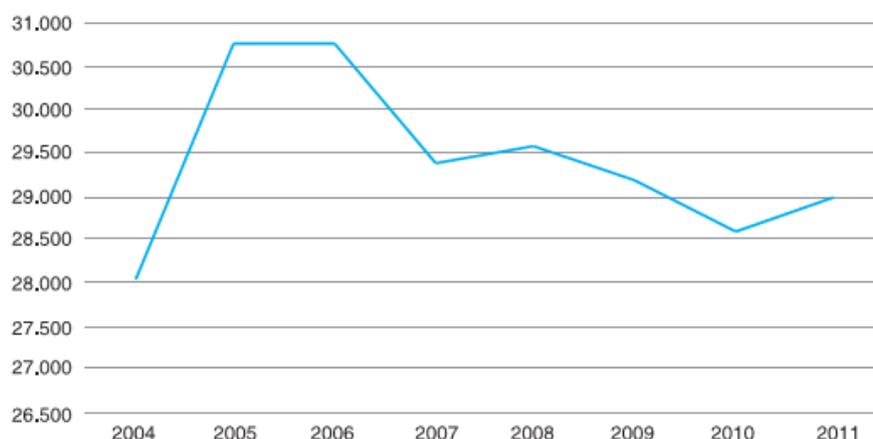


Figura 1. Evolución de la superficie invernada en Almería en hectáreas. Fuente: ESYRCE. Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. (Cajamar, 2012).

Partiendo de esa base, la producción total de hortalizas para la campaña 2011-2012, en Almería ha crecido un 5,6%, hasta los 2.973.614 Tm, cifra que supondría un nuevo máximo de producción para la provincia.

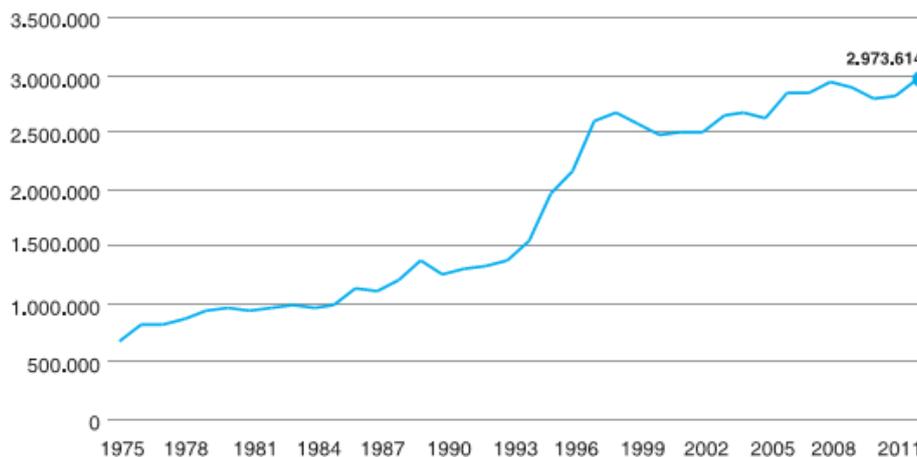


Figura 2. Evolución de la producción hortícola (1975-2012) en toneladas. Estimación realizada a partir de datos facilitados por CAP, SOIVRE, DGA y datos aportados por empresas comercializadoras del sector. (Cajamar, 2012).

Ante la falta de dinamismo del mercado nacional, las comercializadoras provinciales se vuelcan en los mercados exteriores, alcanzando una cifra conjunta de expediciones de 2.067.803 toneladas que asciende al 69,5 % de la producción total. Alemania, Francia, Holanda y Reino Unido son los principales destinatarios de nuestros productos, representando conjuntamente más del 68 % del volumen total exportado.

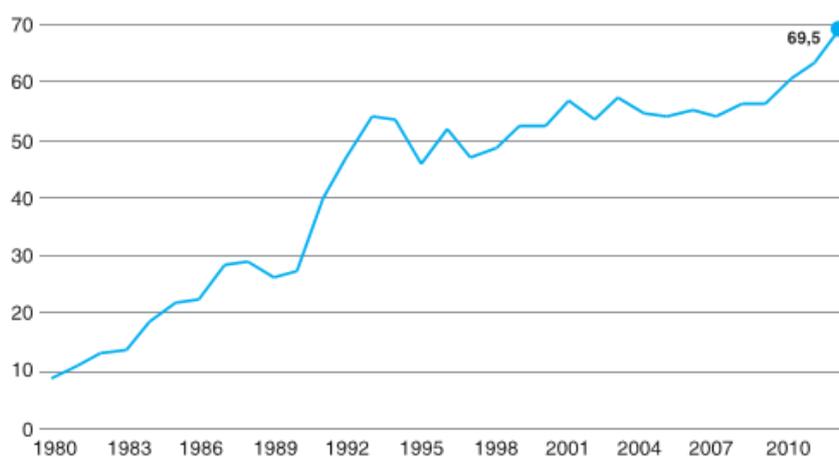


Figura 3. Exportaciones sobre producción hortícola total en porcentaje. Estimación realizada a partir de datos facilitados por CAP, SOIVRE, DGA y datos aportados por empresas comercializadoras del sector. (Cajamar, 2012).

1.1.2 Importancia económica del tomate

Durante el año 2011, la superficie cosechada de tomates en España fue de 49.913 ha con una producción de 3.821.490 Tm (FAOSTAT, 2013). De éstas, 9.050 ha se concentran en la provincia de Almería, con una producción total de 892.519 Tm, lo que la convierte en el área productora más importante de España. Además, es un producto básico para la horticultura española, ocupando el 18% de la superficie total de cultivo y un 23% de la producción total de tomates de España. Cabe resaltar que representa el 46% de superficie destinada a la producción de tomate en Andalucía. (Junta de Andalucía, 2013). Por todas estas razones el tomate se convierte en el principal cultivo de la provincia.

Para la campaña 2011-2012, el tomate siguió siendo el producto estrella en Almería, aunque registra un retroceso del 5,7 % con respecto a la campaña anterior 2010-2011. En realidad, todas las especies, excepto el ya mencionado tomate, registraron en la campaña 2011-2012 aumentos de producción. Al igual que sucede con la producción, el tomate fue el principal producto vendido a los mercados exteriores con 469,3 millones de Tm (Cajamar, 2012).

1.2 Interés

Por todo lo indicado, la producción hortícola protegida intensiva es una de las actividades más importantes en la provincia de Almería. Este desarrollo ha traído, tanto aspectos positivos para la comunidad, como ha sido el crecimiento económico, así como también diversos aspectos negativos, principalmente en lo referido al medio ambiente, asociado a un incremento de insumos (fertilizantes, agroquímicos, etc).

El uso inadecuado de los diferentes fertilizantes nitrogenados , tanto orgánicos como minerales, bien sea por un empleo excesivo no acorde a las características del terreno y cultivos que sustenta, o bien por el inadecuado momento de aplicación, unido a la facilidad de lixiviación de los nitratos, puede causar un aumento considerable de esta sustancia en las aguas subterráneas y litorales, superando los límites establecidos sobre la calidad requerida para las aguas destinadas a la producción de agua potable.

La presencia de altos niveles de nitratos en estas aguas tiene consecuencias negativas tanto desde el punto de vista ambiental como sanitario. El consumo de aguas contaminadas por nitratos está asociado a diversas enfermedades. El exceso de nitratos, a su vez, contribuye a generar problemas de eutrofización en aguas superficiales.

Así, como consecuencia se ha creado todo un marco legal con el fin de reducir la contaminación de las aguas provocada por nitratos procedentes de fuentes agrarias cuyo objetivo es proteger la salud humana, los recursos vivos, los ecosistemas acuáticos y salvaguardar otros usos legítimos de las aguas.

La máxima concentración permitida de nitratos en las aguas de consumo público en los países de la UE es de 50 mg/L, según lo establecido en el **Real Decreto 261/1996** de 16

febrero (BOE nº61 de 11/03/1996: 9734-9737), por lo que todas las medidas legales y actuaciones técnicas que se encuentran en desarrollo, se dirigen a conseguir una rebaja sustancial en los contenidos de este compuesto en las aguas de infiltración, para alcanzar los niveles permitidos por la legislación, lo que conlleva ajustes de gran importancia en las prácticas agrarias que se desarrollan, al ser esta actividad una de las máximas causantes del deterioro de la calidad de los recursos hídricos subterráneos por este compuesto.

Esta situación legislativa ha llevado a designar por parte de cada CC.AA sus respectivas zonas vulnerables establecidas en el **Decreto 36/2008 de 5 de febrero de 2008** (BOJA nº36 de 20/02/2008: 5-15), en las que se hace obligatorio un Código de Buenas Prácticas Agrícolas, que tiene por objeto equilibrar la demanda de nitrógeno en los cultivos, cuyas aportaciones de las distintas fuentes: fertilizantes minerales, estiércoles y otros tipos de fertilizantes nitrogenados. Según el actual Programa de Actuación aprobado en la **Orden de 18 de Noviembre de 2008** (BOJA nº4 de 08/01/2009: 39-45) en el caso de fertilizantes orgánicos no se puede sobrepasar la cantidad de 170 kg N/ ha y año.

Los problemas de salud por la ingesta de nitratos se derivan principalmente del consumo de aguas contaminadas por este compuesto como consecuencia de la actividad agrícola o ganadera (Follet y Follet, 2001). Al ser absorbidos por la sangre la hemoglobina se convierte en metahemoglobina, sustancia que inhibe el transporte de oxígeno en la sangre provocando diversos problemas, como el “síndrome del niño azul” o metahemoglobinemia, además de poder formar compuestos factibles de ser cancerígenos como las nitrosaminas y nitrosamidas (FIAPA, 2006).

Las zonas productoras más importantes de cultivos hortícolas bajo abrigo en Almería se localizan en zonas costeras, donde el principal recurso hídrico son las aguas subterráneas. Actualmente la mayoría de esos acuíferos presentan elevados niveles de contaminación por nitratos (Fernández *et al.*, 2010). La mayor parte del área asociada con el sistema de producción hortícola, basado en invernadero de Almería, ha sido declarada como zona vulnerable a la contaminación por NO_3^- .

En este modelo de agricultura se produce un fenómeno importante de lixiviado de nitratos potencialmente contaminantes de los acuíferos (Pratt, 1984; Ramos *et al.*, 2002; Vázquez *et al.*, 2006), principalmente cuando se aplican grandes volúmenes de agua en los tratamientos de desinfección del suelo, riegos pre-trasplante y durante las tres primeras semanas de cultivo (Thompson *et al.*, 2007).

Considerando las diferentes estrategias para prevenir el ataque en plantas por patógenos del suelo, la desinfección de suelos agrícolas se ha convertido en una práctica común, que en el caso de cultivos intensivos en invernadero es llevada a cabo, generalmente, con frecuencia anual (Palmero *et al.*, 2011). En Almería, el 91,7% de los productores hortícolas bajo abrigo, recurrieron a ésta técnica en la campaña 2005-2006 (Céspedes *et al.*, 2009).

Son conocidos los efectos de la materia orgánica en el control de enfermedades del suelo (GamlieI *et al.*, 2000; Bonanomi *et al.*, 2007) y esta práctica puede representar una fuente de nitratos para los acuíferos y para el consumidor.

Estos problemas sobre el lixiviado de nitratos pueden estar relacionados con la fracción microbiana del suelo que confiere fertilidad a las tierras cultivadas. Conocida desde hace años es la participación de las bacterias en la transformación del nitrógeno en el suelo. Conocido es, también que la carencia crónica de materia orgánica en el suelo tiene una relación nítida con los fenómenos de nitrificación y amonificación.

1.3 Objetivos

La revisión bibliográfica anterior ha servido para ajustar el objetivo de este trabajo que puede enunciarse de la siguiente forma: *evaluar el efecto de la aplicación de diversas materias orgánicas (Biofence® y restos de cultivos de brécol deshidratados) aplicadas en un suelo arenado mediante las técnicas de biofumigación y biosolarización*. Para conseguir este fin se han estudiado:

1. Variación en la concentración de nitratos en suelos.
2. Variación de la Conductividad eléctrica.
3. Variación en los valores de pH.

2 Revisión bibliográfica

2 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 El enarenado

El desarrollo alcanzado en la horticultura intensiva en el sureste español, en las últimas décadas, se debe en gran parte a la adopción del arenado en los cultivos en las zonas en que, aun contando con condiciones un tanto limitadas para el cultivo de hortalizas, sí tenían otras condiciones o características climáticas, de suelos o calidades de agua, que pudieran potenciarse con la utilización del enarenado (Camacho *et al.*, 2003).

Es, por tanto, una importante característica diferenciadora del sistema hortícola almeriense, una adaptación del suelo para el cultivo, una técnica que se aplica para suplir la carencia de suelo agrícola. Consiste en el aporte de una capa de tierra de unos 20 cm de espesor mezclada con 5 kg de estiércol por m² de suelo. Después se aplica una capa de estiércol de unos 2 cm de grosor y finalmente una capa de 10 cm de arena sílice, con lo que se configura un suelo con tres estratos claramente diferenciados tanto desde el punto de vista físico como de su composición química, en la que cada estrato cumple una función determinada. El suelo así preparado dura entre 2 y 5 años, pasados los cuales se inicia la operación de “retranqueo” consistente en levantar la capa de arena para reponer el estiércol. Esta técnica se fundamenta en los siguientes principios (Gaytán, 2005).

a) Disminución de la evaporación: el calentamiento de la arena provoca que la humedad del terreno subyacente pase a través de la capa de arena en forma de vapor. Este paso de vapor de agua es más lento que si se hiciera en forma líquida y en régimen capilar. Por ello se reduce bastante la pérdida de humedad del terreno por transferencia a la atmósfera, manteniéndose un elevado contenido en agua con la consiguiente disminución de sales en la solución del suelo.

b) Calentamiento rápido de la capa de arena: la poca capacidad calorífica de la arena y su escaso poder de retención para el agua, hace que se caliente la capa de arena rápidamente cuando toma contacto con los rayos solares: este calor tomado por la arena, pasa por conductibilidad a la capa de estiércol y al suelo, siendo retenidos éstos aunque la capa de arena se enfríe.

c) Vida microbiana más intensa: es debida al incremento de temperatura que proporciona el enarenado, a la adecuada humedad, al aporte de materia orgánica procedente de la capa de estiércol y el valor más favorable de pH (acidez). Por todo ello en la capa superior del suelo se produce una intensa vida microbiana que ayuda a la mejora de la fertilización del terreno.

d) Disminución de la salinidad: es un hecho comprobado que el enarenado ejerce una acción desalinizante importante. La causa de esta disminución de salinidad son: menor transporte del suelo debido a la disminución de la evaporación; producción notable de CO₂ a causa de la intensa vida microbiana, lo que actúa de modo favorable en la solubilización de las sales; arrastre de las sales disueltas a grandes profundidades cuando se riega o llueve.

e) Eliminación del agrietamiento del suelo: la arena evita el agrietamiento del terreno, tan perjudicial y corriente en los suelos salinos y arcillosos, eliminando la posible evaporación de humedad por grietas y la acumulación de sales en las superficies laterales.

f) Desarrollo superficial del sistema radical: por la forma de colocar el estiércol encima de la superficie del terreno, se consigue que el sistema radicular de las plantas se desarrolle con abundancia en la capa superficial del terreno; por esto también, se consigue cultivar en suelos y aguas de mala calidad, al tiempo que se obtienen cosechas más precoces.

g) Lixiviación del nitrógeno: el hecho de que la planta encuentre agua a su disposición a poca profundidad hace que el sistema radicular se desarrolle más en la superficie. Con esta emisión de raicillas se asegura el cultivo de una nutrición en sales disueltas sin tener que hacer apenas gasto de energía para su incorporación a la planta, que conducen a un atemperamiento de los productos y un mayor rendimiento. La elevación de temperatura y humedad en el suelo conduce a favorecer la nitrificación. Por otro lado, no se producirá lavado del nitrógeno como consecuencia de estar protegido el suelo por una lámina impermeable (Camacho, 2004).

2.2 El nitrógeno en el suelo

El nitrógeno, más que cualquier otro elemento, facilita el crecimiento rápido y el color verde oscuro. Las plantas necesitan mucha cantidad de nitrógeno porque forma parte de muchos compuestos importantes, incluyendo la proteína y la clorofila. (Plaster, 1997).

El nitrógeno presente en los suelos cultivables procede de materiales diversos: restos de cultivos, abonos verdes, estiércol, fertilizantes comerciales y nitratos aportados por lluvias, así como por la fijación del nitrógeno atmosférico realizada por ciertos microorganismos. Este, puede ser generalmente clasificado como inorgánico y orgánico, siendo ésta última la predominante:

El nitrógeno inorgánico del suelo incluye las formas: NH_4^+ , NO_3^- , NO_2^- , N_2O , NO . Las formas nitrito (NO_2^-) y nitrato (NO_3^-) se encuentran casi exclusivamente como iones libres en la disolución del suelo. La amónica en su mayor parte se encuentra como amonio cambiante y no cambiante, y en pequeña proporción. Ordinariamente el amonio cambiante y el contenido en la disolución del suelo, junto con las formas nitrito y nitrato, constituyen en conjunto menos del 2% del nitrógeno total en los suelos. Los iones NH_4^+ , NO_3^- intercambiables constituyen en el suelo, el banco de nitrógeno que está inmediatamente disponible para ser tomado por las plantas. De todas, el nitrato es la forma más habitual de nitrógeno en los suelos agrarios. (FIAPA, 2006).

El nitrógeno orgánico, se halla como proteínas, aminoácidos libres, aminoazúcares y otras sustancias complejas. Estas últimas se originan en las distintas etapas de humificación y son altamente resistentes a la degradación. Más del 95% del nitrógeno almacenado en los suelos está, por lo general, en formas orgánicas (Allison, 1973; Batjes, 1996). Por tanto la mayor parte del nitrógeno orgánico en los suelos está unido covalentemente al carbono (Allison, 1973), así, la cantidad de nitrógeno almacenado, depende de la cantidad de carbono orgánico disponible para enlazarse químicamente y acumularse. Mientras un porcentaje relativamente pequeño de nitrógeno orgánico se mineraliza por año en el suelo,

la cantidad total de nitrógeno disponible, puede ser grande debido a su aporte en forma orgánica (Powlson y Barraclough, 1993).

Probablemente los cultivos son más deficitarios en nitrógeno que en cualquier otro elemento y aún no existe un método universal aceptado para medir la cantidad de nitrógeno asimilable en el suelo, esto se debe al hecho de que la velocidad a la que los microorganismos descomponen la materia orgánica es variable en función de la temperatura, humedad, aireación, tipo de materia orgánica, pH y otros factores. Por otra parte, la forma principal de nitrógeno asimilable (NO_3^-) está sujeta a pérdidas por drenaje, desnitrificación e inmovilización por los microorganismos (Marañés *et al.*, 1998).

2.2.1 Ciclo del nitrógeno

Las reacciones que dan lugar a los diferentes compuestos de nitrógeno que intervienen su ciclo son las siguientes (Figura 4):

La mineralización del N es una serie de procesos a través de los cuales los componentes orgánicos se transforman en formas inorgánicas nitrogenadas tales como NH_4^+ , NO_2^- y NO_3^- . Las plantas toman principalmente la forma inorgánica (Murphy *et al.*, 2000) por lo que la mineralización del nitrógeno orgánico precede a la toma por la planta (Chadwick *et al.*, 2000). En los procesos de mineralización toman parte los microorganismos del suelo, los que son de gran importancia.

La amonificación comprende la transformación de las sustancias orgánicas a NH_4^+ . Los microorganismos que intervienen en estos procesos de degradación son muy variados, ya que ello depende básicamente de la constitución química del material orgánico incorporado al suelo.

La nitrificación comprende la oxidación del NH_4^+ en nitratos, pasando previamente por la forma de nitritos. Las nitrosobacterias: Nitrosoglaca, oxidan el amoniaco a nitrito en una primera fase conocida como nitrificación. En una segunda etapa, oxidan los nitritos a nitratos, es la nitratación. Son las nitrobacterias: Nitrobacter, Nitrocystis y Bactoderma, las responsables de ello, aunque tal papel lo cumplen, también hongos del género Aspergillus y otros.

La desnitrificación es la reducción de los nitratos, fue puesta en evidencia por Schoenbein en 1868, y en 1882 se reconoció su mecanismo. No obstante, el proceso aparece aún muy oscuro, si no en sus reacciones químicas, si al menos en lo que respecta a sus condiciones ecológicas determinantes y en su importancia agronómica. Los microorganismos responsables de la desnitrificación son especies bacterianas heterótrofas del género Pseudomonas, Micrococcus, Bacillus y Achromobacter, y autótrofas del género Thiobacillus.

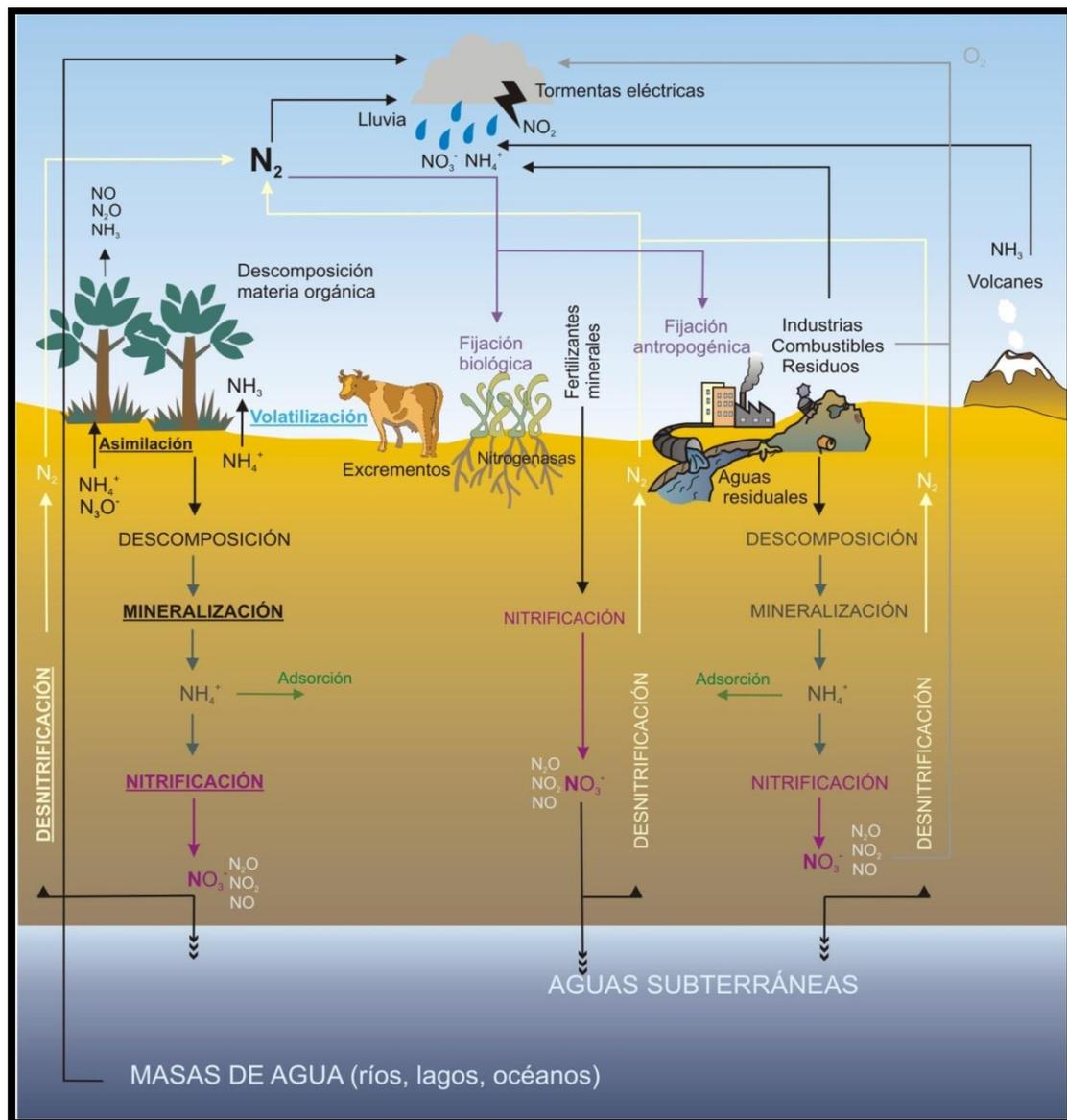


Figura 4. Ciclo del nitrógeno en la naturaleza. (Fuente: <http://www.miliarium.com/proyectos/nitratos/Nitrato/CicloNitrogeno.asp>)

2.2.2 Factores que afectan a las transformaciones del nitrógeno en el suelo

Para una mejor comprensión de la mineralización del nitrógeno orgánico del suelo es importante optimizar el suministro de este elemento a los cultivos, mientras se minimizan las pérdidas al medio ambiente. La mineralización del nitrógeno es en gran parte microbiana, y está influenciada por los mismos factores medioambientales que, rigen, por lo general, la actividad microbiana del suelo; entre ellos se puede mencionar la temperatura, el contenido de humedad y la compactación del suelo. Otros factores que se incluyen son el pH (Neale *et al.*, 1997), la salinidad y alcalinidad del suelo (Pathack y Rao, 1998).

a) *Acidificación:*

Tanto la fertilización nitrogenada como las transformaciones de nitrógeno ocurrida de forma natural producen cambios en las concentraciones de NO_3^- y de ahí, los cambios de conductividad eléctrica de la solución del suelo. La mineralización y nitrificación tienen importantes efectos sobre la dinámica de la química de la solución del suelo. El efecto de la acidificación causada por fertilizantes que contienen amonio está bien documentada, no obstante, existen pocos datos acerca de la acidificación provocada por la mineralización y nitrificación provenientes de la adición de materiales orgánicos y materia orgánica nativa del suelo en suelos agrícolas (Bolan *et al.*, 1991; Yan *et al.*, 1996; De Neve *et al.*, 2003)

b) *Conductividad eléctrica*

Otro aspecto problemático de gran importancia es la salinización de los suelos agrícolas y de las aguas debido a un uso excesivo de fertilizantes (Kumar Parida y Bhandu Das, 2005) y la rápida extensión de tierras en regadío.

El agua y los suelos salinos de las zonas semiáridas y áridas contienen electrolitos en solución. Se trata de cloruros, sulfatos, carbonatos y bicarbonatos de metales del grupo IA y IIA de la tabla periódica. (Porta *et al.*, 2003).

La medida de la conductividad eléctrica del extracto saturado indica el contenido de sales totales disueltas en el suelo. Esta dependerá del tipo de ion en la solución. Los iones Cl^- , correspondientes al MgCl_2 , son los que más aumentarán la conductividad a igualdad de concentración. Les siguen el CaCl_2 y NaCl muy similares. Son intermedios SO_4^{2-} ligados al Na_2SO_4 y los que menos aumentan la conductividad son el MgSO_4 , CaSO_4 , NaHCO_3 (Casas y Casas, 1999).

Cuando la C.E es elevada, la extracción de nitratos por parte de las plantas de tomate disminuye, debido a la interacción $\text{NO}_3^-/\text{Cl}^-$ (Cuartero y Fernández-Muñoz, 1999). Existe un claro antagonismo $\text{Cl}^-/\text{NO}_3^-$ y a niveles bajos de NO_3^- tiene lugar el fenómeno contrario, sinergismo. En concentraciones normales de NO_3^- existe una clara competencia en la absorción radicular de estos iones. Weigel, 1973, para el cultivo de la judía y Kafkafi, 1984 en el tomate. Es conveniente mantener unos niveles adecuados en la fertilización nitrítica cuando existen contenidos apreciables de cloruros en el suelo.

De Neve *et al.*, (2003) encontraron que los cambios en la conductividad eléctrica de un suelo estuvieron fuertemente correlacionados con los cambios en la concentración de nitratos y por tanto, con la mineralización del nitrógeno. Esta observación abre nuevas perspectivas para monitorizar la mineralización del nitrógeno mediante la monitorización de la conductividad eléctrica de la solución del suelo.

Para describir la adaptación de una especie frente a la salinidad, se emplea el término tolerancia a la salinidad (Levitt, 1980), viene determinado por el grado con el que es esperable que se alcancen los objetivos fijados: una determinada producción expresada en términos económicos (Mg ha^{-1}) o a los valores estéticos deseados. Se define como la

capacidad de las plantas para resistir los efectos adversos no específicos de un exceso de sales solubles en la zona radicular. (Porta *et al.*, 2003).

Según Marañés *et al.*, (1998) atendiendo a la conductividad del extracto de saturación se puede establecer la tabla siguiente:

Tabla 1. Cuadro general de la salinidad del suelo en el extracto saturado expresada en $dS\ m^{-1}$ y respuesta de los cultivos a diferentes valores.

Cuadro general de la salinidad del suelo		
Conductividad eléctrica extracto saturación ($dS\ m^{-1}$)	Salinidad del suelo	Respuesta de los cultivos
<2	Ninguna	Efectos despreciables de salinidad
2-4	Escasa	Sólo se restringe la producción de los cultivos más sensibles
4-8	Moderada	Se ven afectados los rendimientos de muchos cultivos
8-16	Alta	Sólo los cultivos tolerantes rinden satisfactoriamente
>16	Muy alta	Sólo los cultivos muy tolerantes rinden satisfactoriamente

La planta de tomate se puede decir que es relativamente tolerante a la salinidad; razón por la cual en algunas zonas con aguas de mala calidad, es prácticamente la única hortaliza que se puede cultivar de modo rentable. Siempre se cumple la regla de a mayor salinidad mejor calidad y menor producción (Tabla 2).

Tabla 2. Tolerancia del tomate a la salinidad refiriéndolas a disminución del rendimiento de un 0, 10, 25, 50 % por efecto de la salinidad del suelo en el extracto de pasta saturada expresada en dSm^{-1} , (Ayers y Westcot, 1976 y Carter, 1981).

Especie	Disminución del rendimiento (%)			
	0%	10%	25%	50%
Tomate	2,5	3,5	5,0	7,6

c) pH del suelo:

El pH del suelo influye en los procesos que generan óxido nitroso y nitrógeno en el suelo, la nitrificación, desnitrificación y la reducción de NO_3^- a NH_4^+ (Stevens *et al.*, 1998). Se considera que la nitrificación autotrófica es sensible a la acidez; sin embargo la nitrificación ocurre también en suelos ácidos. (Dommergues *et al.*, 1978).

El efecto del pH puede ser indirecto, por ejemplo, la disponibilidad de carbono orgánico y la mineralización del nitrógeno, disminuyen bajo condiciones ácidas, con una pequeña componente desnitrificante. Existen numerosas evidencias que demuestran que cuando el pH del suelo baja, la desnitrificación libera más N_2O y la proporción $N_2O:N_2$ incrementa (Simek y Cooper, 2002).

Al aumentar la acidez del suelo, la flora bacteriana se ve desplazada por el predominio de hongos, con lo que la nitrificación y otros procesos de la actividad bacteriana

se verán afectados. (Marañés *et al.*, 1998). La oxidación del amoníaco a nitritos y posteriormente a nitratos es efectiva a partir de pH 5,5 y llega a su máximo en la neutralidad (Hagin y Tucker, 1982).

Tabla 3. Condiciones de fertilidad de los suelos relacionados con el pH (Porta *et al.*, 1994).

Condiciones de fertilidad de los suelos relacionados con el pH		
	pH	Efectos esperables en el intervalo
Medianamente ácido	5,6-6,0	Intervalo adecuado para la mayoría de los cultivos
Ligeramente ácido	6,1-6,5	Máxima disponibilidad de nutrientes. Mayor mineralización de la materia orgánica
Neutro	6,6-7,3	Mínimos efectos tóxicos. Por debajo de pH=7,0 no hay CaCO ₃ en el suelo. Máxima asimilabilidad de P. Buena solubilidad de Ca, Mg, B, Mo, Zn y Cu. V=80%. Óptimo para amonificación, nitrificación y fijación de N₂ por azobacters. Óptimo para la mayoría de plantas cultivadas.
Medianamente básico	7,4-7,8	Suelos generalmente con CaCO ₃ . Comienzan las dificultades para absorber fosfatos y nitratos
Básico	7,9-8,4	Disminuye la disponibilidad de P y B. Deficiencia creciente de Co, Cu, Fe, Mn y Zn. En presencia de humus cálcico la amonificación se ve perturbada. Comienzan los problemas de clorosis férrica
Ligeramente alcalino	8,5-9	Suelos calcáreos o sódicos. En suelos con carbonatos, el pH elevado puede deberse al MgCO ₃ si no hay sodio intercambiable. Problemas con la acumulación de nitritos. Mayores problemas de clorosis férrica

d) *Encharcamiento:*

El encharcamiento tiene un gran impacto sobre la microbiología del ciclo del nitrógeno del suelo. Los procesos microbianos envueltos en la mineralización, nitrificación y desnitrificación se realizan por diferentes grupos de organismos y son regulados por diferentes vías (Tiedje, 1988; Koschreck y Darwich, 2003). Los procesos de nitrificación, que convierten amonio a nitrato más móvil, dependen del oxígeno y podrían ser favorecidos bajo condiciones terrestres con un potencial redox alto. Por otra parte la desnitrificación que conduce a una pérdida de nitrógeno gaseoso, se favorece por condiciones anóxicas y puede predominar bajo condiciones de humedad extrema.

La actuación de las nitrobacterias está altamente controlada por el contenido de agua del suelo. En general, la nitrificación tiende a disminuir en condiciones de excesiva humedad, como en aquellas de escasez. En realidad, existe para cada suelo un óptimo de humedad, por encima y por debajo del cual hay más lentitud en la producción de nitratos.

e) *Temperatura y tiempo*

La temperatura más favorable para el proceso de nitrificación puede situarse entre 27 y 30°C, aunque puede variar según las regiones. A temperatura de 0°C o inferiores la nitrificación no se produce, pero por encima de 1,5°C empieza y va aumentando progresivamente en intensidad hasta alcanzar su actividad máxima alrededor de los 30°C. En condiciones de campo al fluctuar la temperatura, la magnitud de la nitrificación dependerá del periodo de tiempo que se mantenga a una determinada temperatura.

f) *Actividades enzimáticas nitrificantes y desnitrificantes:*

La actividad enzimática nitrificante es favorecida en suelos bien aireados, con alta disponibilidad de NH_4^+ y en un pH moderado (Linn y Doran, 1984; Proser, 1989; Grundman *et al.*, 1995).

Las bacterias nitrificantes son microorganismos aerobios típicos. No producen nitratos en ausencia de oxígeno molecular. Por ello, cualquier procedimiento que aumente la aireación del suelo favorece la nitrificación. Requieren también un suministro adecuado de calcio, fósforo, cobre y magnesio, aunque no se ha determinado sus exactas necesidades. Otros oligoelementos como hierro, molibdeno, boro, wolframio y vanadio, se consideran estimulantes en concentraciones bajas, pero se transforman en inhibidores a concentraciones superiores al 1%. Un exceso de cloruros paraliza la acción de estos microorganismos.

2.3 Nitratos en Sistemas hortícolas

En los sistemas hortícolas intensivos el drenaje producido es mayor que en otros sistemas productivos al aplicar elevados volúmenes de riego para asegurar que las necesidades hídricas de los cultivos queden cubiertas y así obtener una producción óptima. Como consecuencia del elevado valor de las producciones también es más probable que se fertilice en exceso con el fin de que la nutrición no limite los rendimientos de los cultivos (Candela y Ramos, 1992). Con la interacción de estos dos factores se dan lugar a pérdidas de nitratos por lixiviación.

Las principales fuentes de nitratos de un cultivo son: (i) aplicaciones previas de estiércol, (ii) acumulación de N mineral en el suelo procedente de cultivos anteriores, y (iii) aplicación excesiva de N en forma de fertilizante. (Thomson *et al.*, 2004).

En la zona de Almería durante la construcción del invernadero, se suelen realizar grandes aplicaciones de estiércol (Thompson *et al.*, 2004). Esta materia orgánica es de origen animal (estiércol) o vegetal (compostaje de residuos agrícolas y turbas) (Casas y Casas, 1999). El suelo enarenado implica la incorporación de estiércol en el momento de su construcción de al menos $2000 \text{ kg N ha}^{-1}$, en el 80% de los casos (Thompson *et al.*, 2007). Su reposición se realiza cada 2-5 años, y por motivos económicos solo se reemplaza el material orgánico en las zonas donde se planta el cultivo, en bandas de 30-60 cm con estiércol natural o paleteado a razón de 950 kg N ha^{-1} como valor medio (Thompson *et al.*, 2007).

El estiércol se aporta al suelo de los invernaderos de Almería para aumentar el contenido de materia orgánica, y mejorar las propiedades físicas del suelo. Las cantidades de estiércol aplicadas, en la mayoría de los casos aportan en general mucho más N que el límite impuesto por la UE y la legislación estatal y andaluza (170 kg N/ha), (Granados *et al.*,

2007). Estos grandes aportes de materia orgánica son comunes en este sistema de cultivo hortícola (Thomson *et al.*, 2004).

Por otro lado, la fertilización durante el cultivo se realiza incorporando los abonos al agua de riego a través de tanques simples de fertilización manual o de sistemas de programadores automáticos con tanques de solución concentrada (Thompson *et al.*, 2007; Pérez *et al.*, 2001). En riego por goteo, dadas las características del mismo, no es posible pensar de un modo separado entre lo que es incorporación de agua al cultivo y lo que es incorporación de fertilizante, por tanto el riego localizado de alta frecuencia lleva implícito el concepto de fertirrigar (Tabla 4).

Tabla 4. Soluciones nutritivas estimadas en función del estado de desarrollo para tomate (Fernández y Camacho, 2007).

mmol/L	NO ₃ ⁻	H ₃ PO ₄ ⁻	SO ₄ ⁻	K ⁺	Ca ⁺⁺	Mg ⁺⁺
Siembra a floración de 2º racimo	8	2,5	2,5	5	4	2
De 2º a 5º racimo	11	2	2	7,5	6	2
De 5º a 10º racimo	14	1,5	2	8,5	5	2
Último racimo cuajado hasta el final del cultivo	14	1,5	1,5	7	4	2

Así cuando la cantidad de fertilizantes nitrogenados es óptima para la producción del cultivo, la cantidad de nitratos lixiviados es relativamente baja. Sin embargo a mayor tasa de aplicación, mayor es el incremento en la cantidad de nitratos lixiviados, debido a la cantidad de nitrato que es aplicado y no es absorbido por el cultivo, afectando el momento y la dosis de aplicación de dichos fertilizantes. Pues aplicaciones pequeñas y frecuentes reducen la probabilidad de lixiviación de cantidades importantes del nitrógeno aplicado (Candela y Ramos, 1992).

La forma de aplicación de fertilizantes influye también en la lixiviación. La forma nitratos puede ser lixiviada con facilidad mientras que la forma amonio es retenida por el suelo antes de ser nitrificada, o incluso puede ser absorbida en forma de amonio, con lo que se producen menores pérdidas por lixiviación (Cameron y Haynes, 1986). Hay una clara preferencia del uso de fertilizantes nitrogenados en forma nítrica, con gran consumo de nitrato potásico y nitrato cálcico, prácticamente por la totalidad de los productores. Nitrato amónico, sulfato amónico y sulfato monoamónico son empleados en torno al 50% de los agricultores. (Thompson *et al.*, 2007).

Muestreos de suelo en invernaderos comerciales corroboran las grandes cantidades de N mineral presentes comúnmente en estos suelos (Thompson *et al.*, 2002). En el actual sistema de producción hortícola en Almería, los muestreos de suelo para determinar la concentración de N mineral, y la consideración de las demandas nutricionales del cultivo durante las diferentes etapas de desarrollo, para la planificación de la fertilización nitrogenada, no son normalmente tenidos en cuenta (Thompson *et al.*, 2004). Las prácticas en cuanto al manejo de nutrientes se basan en la experiencia, sin la realización de análisis de suelo, y sin la consideración de los nutrientes aportados en aplicaciones previas de

estiércol (Thompson *et al.*, 2004). La realización de análisis de suelo, agua o foliar sucede cuando hay algún problema evidente. (Thompson *et al.*, 2007).

Manejo del riego

Un problema frecuente cuando se aplica agua de riego al suelo, es la saturación que puede llegar a alcanzar con respecto a su capacidad hídrica de almacenaje. El volumen de agua sobrante, denominada agua de lavado, se infiltra en la zona no saturada, pudiendo contener potencialmente fertilizantes y productos fitosanitarios que pueden llegar a contaminar los acuíferos (Seoáñez, 1999).

El criterio empleado para determinar la dosis y frecuencia de riego por los agricultores está basado en una combinación entre su propia experiencia y el asesoramiento de técnicos. (Thompson *et al.*, 2007; Pérez *et al.*, 2001). El uso de instrumentos que apoyen la decisión de cuándo y cuánto regar, como los tensiómetros que indican la humedad del suelo, se realiza en algo más del 10% de los agricultores. (Thompson *et al.*, 2007).

Aproximadamente el 80% de los cultivos se realizan en suelo, y el resto utilizando sistemas hidropónicos. Los cultivos desarrollados en suelo son normalmente manejados utilizando riego por goteo, realizándose la aplicación de nutrientes mediante fertirriego. (Thompson *et al.*, 2004).

Una parte considerable del consumo de agua de las explotaciones se localiza en verano, cuando no hay cultivo implantado en la que se emplea en forma de largos riegos para labores de desinfección o de preparación del suelo previas al trasplante, momentos en los que se produce drenaje (Thompson *et al.*, 2007). De acuerdo con los datos obtenidos por Thompson *et al.*, (2004), los cuales muestran a través de una encuesta realizada en fincas comerciales, que los agricultores de Almería utilizan grandes volúmenes de agua para la aplicación de desinfectantes químicos, así como para asegurar la humedad del suelo previamente al trasplante, indicando además riegos excesivos durante las 6 primeras semanas del cultivo, para asegurar la supervivencia de las plántulas. Sin embargo una vez superada la fase de establecimiento éste pasa a adecuarse o a ser ligeramente inferior a las necesidades hídricas del cultivo. (Thompson *et al.*, 2007).

Para conseguir reducir este impacto ambiental se plantean una serie de mejoras en el manejo de fertilizantes nitrogenados y en la eficiencia de uso del agua en los regadíos. Por ello, para minimizar el drenaje, se estiman los requerimientos hídricos de los cultivos por métodos de programación de riego, a partir de la evapotranspiración o mediante sensores de humedad del suelo. Además, se están desarrollando técnicas para estimar la demanda de nitrógeno en las diferentes fases de desarrollo de un cultivo, con la consideración de la variabilidad de condiciones de la explotación.

Son varios los estudios realizados en la provincia en los que se analizan distintas dosis de abonado y de riego en los que determinan que un buen manejo del cultivo y en especial del riego puede minimizar las pérdidas de nitratos por lixiviación, incluso se sugiere la probabilidad de pérdidas mayores tras la aplicaciones de estiércol al suelo.

2.4 Riesgos por el contenido de nitratos

2.4.1 Riesgos medioambientales

Negativamente estos iones no tienen la propiedad de ser retenidos en los suelos debido a su alta movilidad produciéndose pérdidas por lixiviados, que en condiciones de lluvia o riego se pierden generando procesos de eutrofización, viéndose afectados los acuíferos subterráneos ya que incorporan estos nitratos por infiltración, imposibilitando cualquier proceso de corrección de estas aguas (FIAPA, 2006).

También inciden en los fondos marinos, debido a que la presencia masiva de nitratos aumenta el crecimiento de algas, dado que son la base de la cadena de alimentación, llegando a producir áreas muertas por reducción de los niveles de oxígeno durante la descomposición por la alta productividad biológica (FIAPA, 2006). Este desarrollo exuberante impide la penetración de la luz y el intercambio de oxígeno con la atmósfera produciendo la muerte de los peces por asfixia. El resultado es una atmósfera anaerobia con procesos fermentativos y la producción de sulfhídrico y amoníaco (Kelly, 2001).

A partir de los nitratos de los suelos, en ciertas ocasiones, se producen emisiones de diferentes gases, que influyen negativamente en la capa de ozono, el smog fotoquímico (es la contaminación del aire producida por la interacción de la luz solar con los NOx y los compuestos orgánicos volátiles, se da principalmente en áreas urbanas con bastante tráfico, en horas de calor y con poco movimiento de las masas de aire) y en el calentamiento global de la atmósfera (FIAPA, 2006).

2.4.2 Riesgos para la salud

Los nitratos están presentes en la dieta humana, ya que se encuentran acumulados en los tejidos de muchas plantas aptas para el consumo y son fácilmente absorbidos por el intestino, rápidamente metabolizados y excretados por la orina. Los problemas de salud por la ingesta de nitratos se derivan principalmente del consumo de aguas contaminadas por este compuesto como consecuencia de la actividad agrícola o ganadera (Follet y Follet, 2001).

Los nitratos (NO_3^-) por si mismos no son un riesgo para la salud, pero pueden reducirse a nitritos (NO_2^-) y este compuesto sí es considerado peligroso (Follet y Follet, 2001). Sin embargo la concentración de nitritos en las aguas superficiales como subterráneas suele ser muy baja (Burkart y Stoner, 2001). Por el contrario los nitratos son contaminantes comunes de las aguas de origen agrario en las que pueden establecerse colonias bacterianas con capacidad reductora (Burkart y Stoner, 2001).

Aunque son un producto normal del metabolismo humano si la concentración de nitratos en el organismo es superior a 10 mg/L, la acción de determinados microorganismos los reduce a nitritos, hecho que se produce de forma natural en la saliva humana y en los fluidos gástricos (Fletcher, 1991). Al ser absorbidos por la sangre la hemoglobina se convierte en metahemoglobina, sustancia que inhibe el transporte de oxígeno en la sangre

provocando diversos problemas, como el “síndrome del niño azul” o metahemoglobinemia, además de poder formar compuestos factibles de ser cancerígenos como las nitrosaminas y nitrosamidas (FIAPA, 2006). Los N-nitrosocompuestos, se originan como consecuencia de la reacción de las aminas secundarias (aromáticas y alifáticas) con el ácido nitroso HONO (Antón y Lizaso, 2003).

El Grupo Especial de Contaminantes de la Cadena Alimentaria (CONTAM) de la Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA) por la Comisión Europea, proporciona estrategias para gestionar los riesgos para la salud humana de la exposición de nitratos en la dieta resultante del consumo de vegetales (EFSA, 2008).

2.5 Situación legislativa

En consecuencia y para reducir la contaminación de las aguas provocada o inducida por los nitratos procedentes de fuentes agrarias, así como para prevenir dicha contaminación, la UE publicó la **Directiva 91/676/CEE**, de 12 de Diciembre de 1991, “Directiva Nitratos” (CEE, 1991) relativa a la producción de las aguas contra la contaminación producida por nitratos utilizados en la agricultura, que tiene por objeto proteger la salud humana, los recursos vivos y los ecosistemas acuáticos, así como salvaguardar otros usos legítimos de las aguas.

La Directiva **2000/60/CE** del Parlamento Europeo y del Consejo, de 23 de octubre (CE, 2000), “Marco sobre política de aguas”, se incorpora al ámbito español mediante el **Real Decreto Legislativo 1/2001**, de 20 de julio, por el que se aprueba el texto refundido de la ley de aguas, posteriormente revisado mediante el **Real Decreto-Ley 4/2007**, de 13 de abril (BOE, 2007), por el que se modifica la política de aguas con el objetivo de alcanzar un buen estado y la adecuada protección de las masas de aguas definidas en el ámbito de cada demarcación hidrográfica.

La Directiva europea **91/676/CEE** fue transpuesta a la legislación española por el **Real Decreto 261/1996** de 16 febrero, (BOE, 1996) sobre protección de las aguas contra la contaminación producida por nitratos procedentes de fuentes agrarias. El artículo 4 del mencionado Real Decreto establece que los órganos competentes de las Comunidades Autónomas designarán como zonas vulnerables aquellas superficies territoriales cuya escorrentía o infiltración afecte o pueda afectar a las aguas ya contaminadas por nitratos (o en riesgo de estarlo), y entre las que se encuentran aquellas aguas subterráneas cuya concentración de nitratos supere o pueda superar el valor de 50 ppm (mg/l). El artículo 5 contempla que serán las Comunidades Autónomas las encargadas de la elaboración de **Códigos de Buenas Prácticas Agrarias** para reducir la contaminación por nitratos y será de obligado cumplimiento en las zonas declaradas como vulnerables una vez adoptado y publicado el correspondiente **Programa de Actuación**.

A nivel autonómico andaluz esta calificación se realiza mediante el **Decreto 261/1998**, de 15 de Diciembre, por el cual se designaron en Andalucía las zonas vulnerables a la contaminación por nitratos procedentes de fuentes agrarias en la Comunidad Autónoma de Andalucía (BOJA 1999). Las zonas designadas como vulnerables deberán ser examinadas y, en su caso, modificadas por los órganos competentes, para tener en cuenta cambios o factores no previstos en el momento de su designación. Estos municipios en la provincia de Almería declarados como zonas vulnerables son: Adra, Almería, Benahadux, Gádor, Huércal de Almería, Pechina, Rioja, Roquetas de Mar, Viator, Vícar, El Ejido y La Mojonera.

Asimismo la **Orden de 27 de Junio de 2001** conjunta de las Consejerías de Medio Ambiente y de Agricultura y Pesca, aprobó para las zonas vulnerables en Andalucía, el Programa de Actuación mencionado anteriormente, que deberá ser revisado, al menos, cada cuatro años. Ésta es derogada por la **Orden de 18 de Noviembre de 2008**, en la que se revisa el anterior Programa de Actuación y se propone uno nuevo, en el que se establecen distintos niveles de actuación en función de la intensidad de la actividad y del nivel de riesgo asociado a la misma, en el que se establecen unas obligaciones y limitaciones a nivel general y otras específicas en función del tipo de fertilizante y/o actividad agroganadera realizada en función de los cultivos (BOJA 2008b). Así los recintos de uso agrícola de regadío se incluyen en las zonas de actividad tipo 2.

En concordancia con lo establecido en los programas de actuación, la **Orden de 5 de junio de 2007**, modificada por la **Orden de 16 de mayo de 2008**, de la Consejería de Agricultura y Pesca, por la que se desarrollan los requisitos de aplicación de la condicionalidad en relación con las ayudas directas en el marco de la Política Agrícola Común, prevé medidas de conservación del medio y prevención de la contaminación por nitratos procedentes de fuentes agrarias (BOJA, 2008c).

El **Decreto 36/2008**, de 5 de febrero, por el que se designan nuevas zonas vulnerables en Andalucía y se establecen medidas contra la contaminación por nitratos de origen agrario (BOJA 2008a), las amplía y determina con mayor detalle, estas zonas en la provincia de Almería son: Campo de Dalías-Albufera de Adra (Zona 12), Bajo Andarax (Zona 13), Campo de Níjar (Zona 14), Cubeta de Ballabona y Río Antas (Zona15), Valle del Almanzora (Zona 16) y Rambla de Mójacar (Zona 22).

Posteriormente, la **Orden de 7 de julio de 2009**, conjunta de las Consejerías de Agricultura y Pesca y Medio Ambiente, aprueba la modificación de las zonas vulnerables designadas mediante Decreto 36/2008, de 5 de febrero, por el que se designan las zonas vulnerables y se establecen medidas contra la contaminación por nitratos de origen agrario.

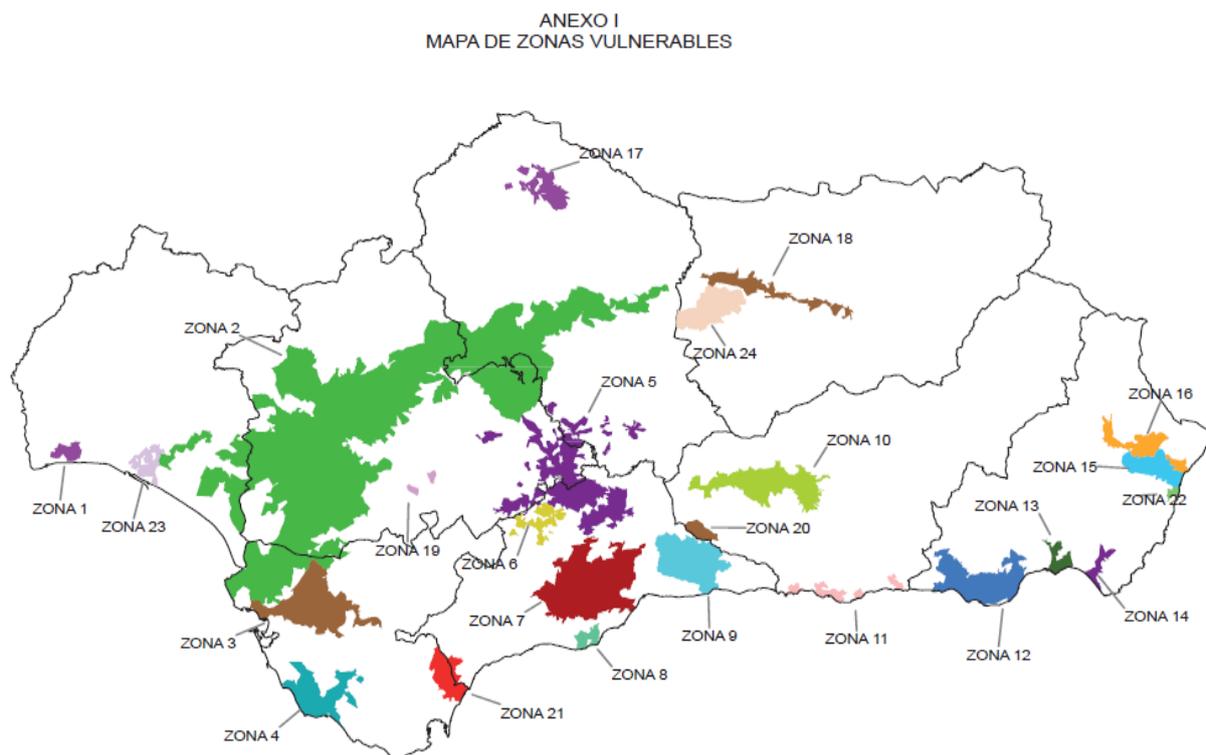


Figura 5. Mapa de zonas vulnerables a la contaminación por nitratos en la CC.AA de Andalucía Orden 7 de julio de 2009 BOJA nº157, 2009. (Fuente: Junta de Andalucía).

2.5.1 Medidas de control

A los programas de actuación y de muestreo y seguimiento de la calidad de las aguas se incorporan acciones de formación, divulgación, investigación y desarrollo experimental así como el asesoramiento a regantes o a la evaluación de la eficacia de las medidas tomadas.

Programas de Actuación: documento en el que se detallan una serie de medidas de obligado cumplimiento para prevenir y reducir la contaminación de nitratos, e indican las acciones de seguimiento y control a las explotaciones agrícolas y ganaderas que desarrollen su actividad dentro de una zona vulnerable. Entre los requisitos a cumplir en las zonas declaradas como vulnerables según el actual Programa de Actuación (**Orden de 18 de Noviembre de 2008**):

Para abonos orgánicos, estiércoles y purines se mantendrá la limitación de 170 UFN/ha y año (UFN=Unidad de Fertilizante Nitrogenado, equivalente a un 1Kg de Nitrógeno), pudiendo aportar abono inorgánico hasta los límites establecidos que en el caso del tomate en invernadero son:

-tomate ciclo corto: 6 UFN/Tm esperada.

-tomate ciclo largo: 12 UFN/Tm esperada.

Programas de seguimiento y muestreo: periódicamente se realiza la comprobación de la eficacia de los programas de actuación y son la base para la modificación de las zonas vulnerables.

Acciones de Formación y Divulgación: fomento de prácticas adecuadas en el abonado nitrogenado en cultivos, así como en la gestión de estiércoles y purines en las explotaciones ganaderas.

Acciones de Investigación y Desarrollo Experimental: mejora del conocimiento de los niveles de nitrógeno en los sistemas agua-suelo-planta, como base para la toma de decisiones en la correcta utilización de los fertilizantes nitrogenados y en la gestión de los residuos sólidos y líquidos de las explotaciones ganaderas.

Mejora de las Técnicas de Riego: empleo de herramientas informáticas para el cálculo de las necesidades hídricas de los cultivos y la realización una correcta programación de los riegos, evitando efectos de escorrentía y lixiviación.

Evaluación de la Eficacia de las Medidas Contra la Contaminación por Nitratos: a partir de los resultados de los programas de muestreo y seguimiento así como de las acciones de formación, divulgación, investigación y asesoramiento, se realiza con periodicidad anual pudiendo dar lugar a la propuesta de la revisión de las medidas y de las zonas. Se presenta al Ministerio de Medio Ambiente cada cuatro años un informe de situación que recoja el grado de cumplimiento de la normativa de nitratos.

2.6 Nociones sobre materia orgánica

La materia orgánica es un factor de primer orden a considerar para el adecuado mantenimiento de las condiciones de fertilidad de los suelos. Su importancia radica en la acción que ejerce, tanto sobre las propiedades físicas del suelo, como sobre las condiciones de nutrición. La descomposición de la materia orgánica mejora la estructura del suelo, incrementando la capacidad de retención del agua, mejorando la aireación, facilitando el laboreo y reduciendo la erosión (Unger y McCalla, 1980). Por ello, la materia orgánica es un constituyente y un indicador de la calidad del suelo (Gregorich y Carter, 1997; Franzluebers, 2002; Baldock y Nelson, 2000).

Las materias orgánicas no húmicas incluyen aquellas sustancias cuyas características químicas resultan identificables (Porta *et al.*, 2003). La mayoría de estas sustancias son fácilmente biodegradables por enzimas específicas, por lo que persistirán poco tiempo en el suelo. Por otro lado, las sustancias húmicas en sentido estricto, suponen entre un 60 y un 80 % de la materia orgánica del suelo. Son el producto de la alteración de la materia orgánica (proceso de humificación) por acción microbiana y por procesos abióticos. Constituyen la fracción más activa de la materia orgánica de los suelos agrícolas (Porta *et al.*, 2003).

En suelos de cultivo, la materia orgánica procede de los residuos de cosechas y de las enmiendas orgánicas aportadas (Porta *et al.*, 2003). Existe la opinión de que la incorporación al suelo de material orgánico muy móvil, elevando la actividad vital de la microflora, contribuye a la descomposición del humus del suelo. Podemos decir que los productos de degradación orgánica entran todos bajo la denominación de humus, concepto que no puede ser definido en rígidos términos químicos (Marañés *et al.*, 1998). El proceso de humificación implica cambios en la complejidad química de la materia orgánica que hace aumentar su resistencia a la degradación. (Tate, 1987).

Así, los compuestos húmicos tienen considerable efecto sobre la capacidad de adsorción de iones cambiables, aumentando la disponibilidad de almacenamiento en nutrientes asimilables del suelo y reduciendo la pérdida de cationes por lavado (Bello *et al.*, 2003). La mineralización tiene importancia en el ciclo de nutrientes de las plantas, ya que clásicamente se acepta que la nutrición requiere la mineralización y liberación de nutrientes, como paso previo a su absorción por las raíces de las plantas (Marschener, 1996). Representa, sobre todo, una buena fuente de nitrógeno, cuya eficacia depende del índice de mineralización (Bello *et al.*, 2003).

Lohis (1926), llegó a la conclusión de que la incorporación de masa vegetal verde estimula la mineralización del nitrógeno del humus del suelo. (Kononova, M.M, 1982). Las relaciones C/N son parámetros utilizados en la caracterización del nitrógeno y sus relaciones con la materia orgánica del suelo. (Fassbender, Hans W y Bornemisza Elemer, 1987) indican la rapidez con la que proliferan los microorganismos desintegradores, y por tanto la rapidez con la que se descompone la materia orgánica (Marañés *et al.*, 1998). De esta forma, la razón C/N, a través de su influencia selectiva sobre los microorganismos del suelo, ejerce un control poderoso sobre la nitrificación y la presencia de nitrógeno en forma de nitrato en el suelo. La razón C/N resulta óptima cuando alcanza un valor próximo a 15, pero cuando es muy alta (por encima de 50) o muy baja (por debajo de 10) la materia orgánica se descompone con lentitud (Marañés *et al.*, 1998).

Son conocidos los efectos de la materia orgánica en el control de enfermedades del suelo (Gamliel *et al.*, 2000; Bonanomi *et al.*, 2007). En la actualidad, se están utilizando compuestos de origen orgánico para manejar los patógenos de los vegetales de origen edáfico como bacterias, hongos, virus, nematodos, y también para la flora arvense (Bello *et al.* 2003, Diánez *et al.* 2003, López-Martínez *et al.* 2004, Zanón, 2009).

Durante la descomposición de la materia orgánica se liberan una gran cantidad de productos químicos que realizan el control de los patógenos de suelo. Entre estos compuestos se encuentran amoniaco, nitratos, sulfuro de hidrógeno, ácidos orgánicos, sustancias orgánicas volátiles, enzimas, fenoles, etc. (Barres *et al.*, 2006).

Estos problemas sobre el lixiviado de nitratos pueden estar relacionados con la fracción microbiana del suelo que confiere fertilidad a las tierras cultivadas. Conocida desde hace años es la participación de las bacterias en la transformación del nitrógeno en el suelo.

Conocido es, también que la carencia crónica de materia orgánica en el suelo tiene una relación nítida con los fenómenos de nitrificación y amonificación.

En este caso la aplicación de diversas materias orgánicas permite, además, resolver problemas ambientales producidos por la acumulación de este tipo de residuos, logrando que la agricultura sea un instrumento para resolver problemas de impacto ambiental. (Bello.A, 2003).

2.7 Biofumigación y biosolarización

La retirada de las autorizaciones de uso y por tanto del mercado de la mayor parte de los desinfectantes químicos de suelo en los últimos años hace necesario evaluar otras alternativas y poner a punto métodos que permitan mantener la sanidad y rentabilidad de los cultivos prescindiendo de este tipo de productos.

2.7.1 Biofumigación

La biofumigación se denominó inicialmente “biological fumigation” (Kirkegaard *et al.*, 1993a) y posteriormente “biofumigation” (Kirkegaard *et al.*, 1993b; Matthiessen y Kirkegaard, 1993; Agnus *et al.*, 1994), refiriéndose a la acción de cultivos utilizados como abono verde sobre los patógenos y parásitos que colonizan el suelo, como las brásicas (Kirkegaard y Sarwar, 1998).

Posteriormente, Bello *et al.*, (2003), define la biofumigación como, “la acción fumigante de las sustancias volátiles procedentes de la biodescomposición de la materia orgánica y de los residuos agroindustriales, en el manejo de los patógenos de las plantas” estimulando la actividad microbiana, además de actuar como biomejorador del suelo, sin producir efectos negativos en la salud de los consumidores ni en el medio ambiente.

Las posibilidades para el desarrollo de las técnicas de biofumigación son tan diversas como los tipos de residuos disponibles para la preparación de enmiendas. La biofumigación depende de la composición de la materia orgánica y de los microorganismos implicados en su descomposición. (Bello *et al.*, 2003). El único inconveniente es la alta heterogeneidad en la composición de las enmiendas orgánicas utilizadas (Stirling, 1991). Así la calidad biofumigante de la materia orgánica depende de la relación C/N, Bello *et al.*, (2003) considera valores adecuados los comprendidos entre 8-20. Es además una técnica de fácil aplicación y bajo coste (Perdomo *et al.*, 2000).

Con respecto a la dosis, se procura que cumplan con el Real Decreto 261/1996 de 16 de febrero sobre protección de las aguas contra la contaminación producida por los nitratos procedentes de fuentes agrarias. El método de aplicación debe de tener en cuenta la necesidad de retener gases, puesto que estos por lo general tienen un efecto biostático, lo que hace necesario prolongar en el tiempo su acción sobre los patógenos (Díez-Rojo 2006, Zanón, 2009). Por ello es necesario mantener riegos frecuentes que mantengan el suelo

húmedo durante la duración del proceso de biofumigación, para impedir la formación de grietas e impedir la pérdida de gases.

Al revisar la bibliografía sobre el manejo de nematodos fitoparásitos mediante el uso de materia orgánica, observamos que se producen mejoras en la producción (Cook & Baker 1983, Hoitink, 1988, D'adabbo, 1995), aunque no diferencian si la materia orgánica actúa como enmienda o como supresor de las enfermedades. Stirling, (1991) observa que el efecto nematicida se produce a través de distintos mecanismos, pudiendo provenir su acción de la liberación de compuestos tóxicos, o porque al favorecer el desarrollo de la microflora y microfauna edáfica se incrementan además los microorganismos antagonistas. Se puede concluir que la función de la microflora y microfauna que se originan por la incorporación de materia orgánica al suelo es doble, pueden ser parásitos o depredadores o generar enzimas o toxinas capaces de dañar a los patógenos. (Bello *et al.*, 2000).

De todos los productos químicos obtenidos en la descomposición de la materia orgánica por la actividad de los microorganismos que pueden tener acción nematicida, el amonio ha sido el más estudiado. La actividad nematicida del amonio fue reconocida por Eno *et al.* (1955). Se ha demostrado que la materia orgánica con una relación C/N entre 8-20 tiene actividad nematicida sin efecto fitotóxico (Rodríguez-Kábana *et al.*, 1987). Sin embargo, el efecto nematicida del amonio está restringido, ya que el amonio tiene una difusión pobre en el suelo y se mueve sólo unos pocos centímetros desde el punto de aplicación (Eno *et al.*, 1955). Haldbrent y Kroonen-Backer (1996) estudian el efecto de los abonos verdes de crucíferas (*Brassica Sinapsis*) en el control de nematodos.

Existen numerosos experimentos que confirman la eficacia de la utilización de brassicas como enmienda orgánica en la biofumigación (Ramírez-Villapudua y Munnecke 1984; Gamliel y Stapleton 1993; Kirkegaard *et al.*, 1993a, b; Angus *et al.*, 1994), por sus efectos supresivos asociados a la liberación de isotiocianatos generados durante la hidrólisis de los glucosinolatos, mediante la acción de la enzima mirosinasa, (Lazzeri *et al.*, 2004). Los isotiocianatos tienen actividad biológica, siendo su acción comparable a la del metam-sodio, fumigante de amplio espectro que genera metil-isotiocianato (Angus *et al.*, 1994). La concentración de isotiocianatos en el suelo una vez incorporadas las brassicas depende de la ruptura celular de los tejidos de las plantas, de la humedad y de la temperatura, siendo su eficacia mayor cuando estas aumentan. Además se pueden utilizar para fabricar "pellets" con efecto biocida. Los pellets de brassicas (subproductos del proceso de extracción de los aceites de las semillas) han mostrado eficacia en el control de los patógenos del suelo (Lazzeri *et al.*, 2004).

La utilización de abonos verdes por su efecto biocida se considera también como una alternativa futura en el control de patógenos, no sólo en un modelo de agricultura ambientalmente respetuosa o como una alternativa al uso de BM, sino también en agricultura orgánica o ecológica (Lazzeri *et al.*, 2004).

2.7.2 Solarización

La solarización es un proceso natural de desinfección hidrotermal del suelo que se produce por el calentamiento del suelo húmedo, facilitado por el recubrimiento del mismo con una envoltura plástica de polietileno transparente que retiene la radiación solar, hasta niveles letales para los patógenos y parásitos telúricos (36-50°C) (Katan, 1981), en los meses de mayor calor durante un período que puede oscilar entre las 4 y 6 semanas, en función de la latitud (Cenis, 1988; Perdomo *et al.*, 2000). La eficacia de este método de desinfección depende de la profundidad, deja de ser efectivo a partir de 30 cm (Lacasa *et al.*, 2004).

La temperatura del suelo es el factor abiótico más importante que afecta a los procesos de transferencia del nitrógeno en el suelo (Ruppel y Makswitat, 1996). Además, el contenido de agua en el suelo juega un papel primordial en la mineralización de este elemento (Makswitat *et al.*, 1995). El aumento de la temperatura y mantenimiento de la humedad del suelo debido a las cubiertas plásticas se traduce en un aumento de la nitrificación, lo que conduce a una mayor disponibilidad del nitrógeno para el cultivo (Robledo y Martín, 1988; Díaz *et al.*, 2001) y a un incremento en la eficiencia de su utilización por los cultivos (Fan *et al.*, 2002).

Con este método, Basallote *et al.*, (1994), aseguran que se consigue una desinfección del suelo que inactiva térmicamente o debilita muchos organismos del mismo. Sin embargo, otros organismos, con frecuencia, de naturaleza saprofitica, sobreviven al proceso y colonizan el suelo evitando la fácil reinfestación que se provoca cuando se crea un vacío biológico con métodos más drásticos como la desinfección química. La solarización es un método que por sí solo no es eficaz en el control de patógenos de suelo, especialmente de organismos móviles, que por acción del calor se desplazan a zonas más profundas, siendo incorporados de nuevo con las labores a la superficie del suelo. En los casos donde la solarización ha sido eficaz, se trata por lo general de suelos poco profundos o con alto contenido en materia orgánica (solarización más biofumigación) aplicada durante dos meses a una temperatura ambiental superior a 40°C (Lacasa *et al.*, 1999), aunque se recomienda de 30 a 45 días durante los meses de julio y agosto, que es cuando la temperatura del suelo alcanza los 50°C. Hemos observado que se produce una pérdida en la biodiversidad del suelo.

2.7.3 Biosolarización

La biosolarización es la combinación de las 2 técnicas anteriores, es un proceso de desinfección basado en el uso de una cubierta plástica y diferentes enmiendas orgánicas que incrementan la eficacia de la solarización, la cual varía dependiendo de la época en la que se realice. Se diferencia de la solarización en que las necesidades térmicas para ser efectiva son menores, aspecto muy importante para ajustar estos métodos a diferentes calendarios y zonas de cultivo (Bello *et al.*, 2002).

El modo de acción de la biosolarización es complejo. Además de la destrucción directa del inóculo debido al aumento de la temperatura del suelo (Juarez-Palacios *et al.*, 1991) y del aumento de compuestos orgánicos volátiles (Gamliel *et al.*, 1993 a), se han propuesto otras hipótesis. Blok *et al.*, (2000) atribuyen la eficacia de la biosolarización a las condiciones de anaerobiosis creadas al incrementar el metabolismo del suelo, con la incorporación de la materia orgánica, durante el proceso de fermentación, señalando que los mecanismos de control están relacionados con la reducción de la cantidad de oxígeno y la toxicidad de los productos que se crean durante el proceso de anaerobiosis. Otra de las hipótesis, defiende que la incorporación de enmiendas modifica la composición de las comunidades microbianas, y como resultado, aumenta la competencia y/o el antagonismo entre los microorganismos del suelo (Hoitink y Boehm, 1999).

Existen muchos trabajos sobre el uso de enmiendas para el control de patógenos de origen edáfico (Cook y Barker, 1983; Hoiting, 1988, 1997). Estos tratamientos pueden contribuir al control de enfermedades de origen edáfico cuando se combinan con solarización, ya que ofrece un potencial considerable de incremento de la eficacia de las enmiendas contra patógenos y reduce las cantidades necesarias de materia orgánica por hectárea (Gamliel y Stapleton, 1993).

Se presenta como una alternativa al bromuro de metilo en cultivos realizados bajo normas de producción integrada o en cultivos convencionales (Guerrero *et al.*, 2004).

3 Material y métodos

3 MATERIAL Y MÉTODOS

3.1 Emplazamiento del ensayo

El ensayo se realizó durante la campaña de otoño del 2011 en la finca experimental de la fundación UAL-ANECOOP, emplazada en el paraje Los Goterones, dentro del término municipal de Almería (España), polígono 24, parcela 281 (longitud 2,1708° y latitud 36,5177°).



Figura 6. Mapa de emplazamiento de la finca experimental UAL-ANECOOP. (Fuente: Fundación UAL-ANECOOP).

La superficie de la finca es de aproximadamente 140.000 m², ocupados principalmente por diferentes invernaderos (la mayoría de ellos con estructura multitúnel y de tipo "raspa y amagado" utilizados para la realización y el desarrollo de ensayos de investigación. Así mismo la finca presenta también varias naves destinadas a distintos usos (oficinas, salas de sistemas de riego, laboratorio, etc).

3.2 Características del invernadero

El ensayo se realizó en el invernadero U7, con una superficie invernada de 1917 m² y cultivada de 1784 m², dividido éste en 2 tableros (Norte y Sur) cuya superficie es de 892m² cada uno. Este invernadero fue construido en el año 2004, siendo la campaña 2004-2005 la primera campaña agrícola.

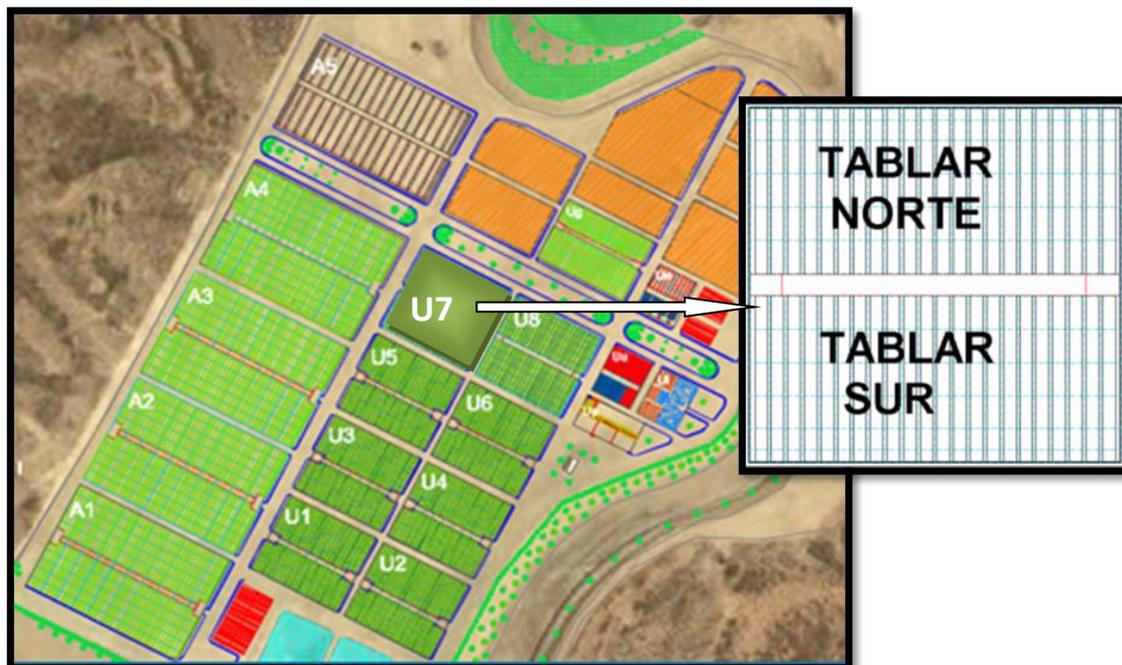


Figura 7. Plano finca UAL-ANECOOP y ubicación del invernadero U7. (Fuente: Fundación UAL-ANECOOP).

3.2.1 Estructura

La estructura del invernadero U7 es “raspa y amagado” (este tipo de invernaderos son los más comunes en la provincia de Almería). Presenta una distancia entre raspas consecutivas de 8 m., altura en la raspa o cumbre de 4,70 m. (tubo + bloque). La distancia entre tubos de la misma fila es de 2 m., así como la distancia de amagados de la misma fila.

La altura de la banda del invernadero es de 3,40 m. La distancia entre pies perimetrales consecutivos de la banda es de 2 m. y están formados por perfiles de acero laminado IPN-120, con una inclinación de 60° aproximadamente respecto al suelo.

Referente a los materiales empleados en la estructura, los postes son tubos de acero galvanizado y la cuadrícula (33 x 33 cm.) de alambre de acero triple galvanizado. El material de la cubierta es de plástico tricapa de 800 galgas, color blanco y 3 campañas de duración. Este plástico tiene efecto térmico para evitar o disminuir posibles riesgos de inversión térmica, favoreciendo en este aspecto el desarrollo del cultivo, así como un efecto de difusión de la luz que penetra en el invernadero que reduce el sombreado o falta de luz en plantas y frutos.

3.2.2 Orientación

El invernadero presenta una orientación Noroeste-Sureste, mientras que la orientación de las líneas de cultivo es Noreste-Suroeste.

3.2.3 Sistemas de ventilación

El invernadero dispone en las bandas de ventanas laterales enrollables de plástico con apertura automatizada. El sistema de ventilación cenital es de tipo cremallera, también con apertura automatizada. En total, presenta 108 m. lineales de ventanas, divididos en 3 ventanas de 36 m. cada una, siendo el ancho de unos 0,70 m, y construidas con tubos galvanizados de 25 x 25 mm y protegidas con mallas antitrips de 20 x 10 hilos/cm para evitar la entrada de plagas e insectos vectores de enfermedades.



Figura 8. Detalle ventanas laterales.



Figura 9. Detalle ventana cenital.

Para dotar al invernadero de hermeticidad y evitar la entrada de plagas, consta de dos puertas en la cara este (la exterior corredera y la interior abatible) y otras 2 en la cara oeste.



Figura 10. Sistema de doble puerta a la entrada del invernadero.

3.2.4 Suelo

El suelo del invernadero es un suelo de desmonte con enmienda física.

Presenta un enarenado típico almeriense, en el que, sobre el suelo original previamente nivelado y enmendado con gravilla, se aportó una capa de estiércol con un espesor de unos 8 mm, y sobre ésta capa, otra de arena de granulometría gruesa de unos 10 cm de espesor.

El análisis de suelo proporciona información sobre las características estructurales del suelo y sus propiedades físico-químicas, datos fundamentales de referencia para llevar un adecuado manejo del cultivo. La textura del suelo es franco-arenosa (60% arena, 25% limo y 15% arcilla), según la clasificación de suelos del USDA (Departamento de Agricultura de los Estados Unidos).

Tabla 5. Datos del análisis del extracto saturado realizado al suelo de la finca el 19 de septiembre de 2005 en los "Laboratorios EYCOM S.L." de Almería.

	Resultados	
PARÁMETRO		
Materia Orgánica (%)	1,91	<2% Nivel bajo
Carbono orgánico (C9 (%))	1,11	
Carbonatos totales (CaCO ₃) (%)	35,8	25-40 Contenido alto
Caliza activa (CaCO ₃) (‰)	6,0	0-60 Normal
Potasio asimilable (ppm)	471	>250 Contenido alto
Fósforo asimilable (Olsen) (ppm)	86	>10 Nivel rico
Nitrógeno nítrico (ppm)	97	
ANÁLISIS TEXTURAL		
	Textura Franco-Arenosa	
	Arena:60%. Limo:25%. Arcilla:15%	

CATIONES DE CAMBIO			
	ppm	meq 100 g ⁻¹	% meq
Sodio	293	1,27	1,49
Potasio	471	1,20	1,41
Calcio	16158	80,63	94,28
Magnesio	294	2,42	2,83
Cationes totales	17215	85,52	

EXTRACTO SATURADO			
pH	7,7	Alcalino	
CE (μS/cm)	3350	Salinidad escasa	
Relaciones Iónicas			
Ca ⁺⁺ /Mg ⁺⁺	33,35		
Ca ⁺⁺ /Na ⁺	63,33		
K ⁺ /Mg ⁺⁺	0,50		

3.2.5 Sistema de riego

El sistema de riego de toda la finca experimental de la fundación UAL-ANECOOP se gestiona desde la sala de cabezales de riego. Dicho sistema se compone básicamente por los siguientes elementos: dos balsas, sistema de inyección de fertilizantes, sistema de impulsión de la solución final a los goteros, ordenador y cuadro de control.



Figura 11. Vista del interior de la sala de cabezales de riego.

3.2.5.1 Balsas de riego

La finca dispone de 2 balsas para riego, cada una con una capacidad de unos 5000 m³, impermeabilizadas y cubiertas con polietileno negro para evitar pérdidas por evaporación, descomposición y proliferación de algas. Una de las balsas almacena agua procedente de la planta depuradora de Almería, que presenta una CE 1,8-2 dSm⁻¹. La otra balsa almacena agua de lluvia, que es recogida por las canaletas instaladas en los invernaderos de la finca y reconducida a través de una red de tuberías, su CE es de 0,3-0,6 dSm⁻¹.



Figura 12. Detalle balsas de riego.

Para el impulso del agua, existen dos bombas centrífugas multicelulares (una para cada balsa). El sistema permite bombear y mezclar el agua hasta el tanque de mezclas situado en el cabezal según requerimientos del cultivo, es decir, en función de la conductividad eléctrica deseada. El agua una vez mezclada se divide en dos caudales para abastecer los dos cabezales de riego utilizados en los invernaderos enarenados y cultivo sin suelo respectivamente, se filtra a través de dos filtros de anillas correspondiente a cada caudal y se registran los volúmenes de riego consumidos que pasan en dos caudalímetros, situados aguas arriba de los cabezales.



Figura 13. Filtro de anillas.

3.2.5.2 Cabezal de riego

El cabezal de riego de la finca está constituido por:

3.2.5.2.1 Sistema de inyección de fertilizantes: el invernadero U7 que disponemos para nuestro ensayo es abastecido mediante el cabezal en el que se inyectan los fertilizantes como se describe a continuación.

El agua llega a un tanque de mezclas con capacidad de 200 litros, provisto de una boya para mantener su nivel, sobre este tanque se inyecta la proporción designada de cada uno de los tanques de solución madre con 1000 litros de capacidad. Tenemos:

- Cuatro tanques de 1000 L de capacidad cada uno para disolver los siguientes fertilizantes:
 - Tanque A: nitrato potásico.
 - Tanque B: nitrato cálcico y microelementos.
 - Tanque C: sulfato potásico, sulfato magnésico y fosfato monopotásico.
 - Tanque D: ácido fosfórico y nitrato amónico.
- Un tanque de 500 L utilizado para el ácido nítrico.
- Un tanque de 500 L para las aportaciones puntuales en caso de carencias.



Figura 14. Vista general de los tanques para la fertilización del cabezal dos.

Para que la proporción de los fertilizantes sea lo más exacta posible se ha incorporado un sistema que consta de seis piezómetros que se encuentran llenos del fertilizante que le corresponda según su tanque. Se dispone de una bomba inyectora por cada piezómetro que inyecta la solución madre de cada tanque a su piezómetro correspondiente, a continuación cada electroválvula correspondiente gobierna el porcentaje de fertilización final que pasa al tanque de mezcla.



Figura 15. Cabezal de riego usado para abastecer el invernadero del ensayo.

3.2.5.2.2 Sistema de impulsión de la solución final a los goteros: la solución de mezcla de fertilizantes se irá impulsando mediante una electrobomba de riego de 3 kw.

3.2.5.2.3 Sistema de filtrado: la solución nutritiva final pasa por un filtro de anillas, que retiene las impurezas que puedan existir en la solución fertilizante.

3.2.5.2.4 Ordenador y cuadro de control: que controla informáticamente la fertirrigación de la finca, desde una pequeña oficina en el interior de la sala de cabezales.

El sistema cuenta con dos sensores de pH y dos de CE para detectar posibles errores en el circuito. En caso de error, el sistema está programado para detener el abastecimiento hídrico.



Figura 16. Cuadro de control de fertirrigación de la finca.

3.2.5.3 Red de distribución

La red de distribución comienza con una tubería de impulsión que se extiende desde el cabezal de riego hasta el invernadero. Existe una electroválvula principal con la que se controla el paso del agua desde el sistema de fertirriego hasta los ramales de riego.

En el invernadero, el sistema se divide en cuatro sectores de riego independientes, que son controlados con electroválvulas. La tubería principal que une la válvula principal con el invernadero es de PVC con un diámetro interior de 60 mm. Las tuberías portarramales y portagoteros son de PE y tienen un diámetro interior de 32 y 12 mm, respectivamente.

Los emisores empleados son autocompensantes, antidrenantes y de caudal nominal de 3 L h^{-1} .

Las características de este sistema de riego son:

- 4 sectores de riego, 2 sectores/tablar.
- 44 ramales portagoteros/tablar:
 - 21 líneas dobles.
 - 2 líneas simples en los extremos.
- Tablar Norte: 40 goteros/ramal. (total= 1750 goteros)
- Tablar Sur: 40 goteros/ramal. (total = 1750 goteros)
- Marco goteros: 1m x 0,5m.
- 2 goteros/m². Caudal nominal = 3L/ hora.
- Separación entre goteros: 0,5m.

- Separación de ramales portagotos: están colocados en líneas pareadas con 0,5m de separación entre ambas, y 1,5m de separación entre ramales en pasillos.

3.3 Material Vegetal.

La Especie empleada en este ensayo fue *Lycopersicon esculentum* Mill cv. *Amilda*.

Es una planta vigorosa de porte abierto bien adaptada a ciclos largos, con buena cobertura foliar y entrenudo entremedio. Ramilletes simétricos, adaptados a la recolección en rama e individual. Frutos de calibre M muy uniformes, de color rojo muy intenso y brillante. Buena conservación poscosecha tanto de la fruta como de la rama. Muy resistente al rajado y al microcracking. Buen comportamiento con frío y muy poca sensibilidad a Botrytis. Frutos con gran cantidad de frutas, destacado por su color rojo intenso. SYNGENTA SEEDS. Recomendadas para plantaciones tempranas y medias de agosto. Resistencia alta (HR): Ff: 2,4; Fol: 1,2; Verticillium; virus del mosaico del tabaco (TMV): 0; ToMV; 0-2. Resistencia intermedia (IR): TYLCV



Figura 17. Detalle de *Lycopersicon esculentum* Mill cv. *Amilda*.

3.4 Técnicas de cultivo

3.4.1 Ciclo de cultivo

-Otoño-invierno.

3.4.2 Marco de plantación

-2 plantas/m².

3.4.3 Trasplante

-3 de Agosto.

3.4.4 Labores de cultivo

Tabla 6. Diferentes labores culturales, realizadas durante el ciclo de cultivo, en días después de trasplante (D.D.T).

Destallado	Entutorado	Deshojado	Recolección
24 – 25	37 – 38	57	82
30	71 – 72	59	89
35 – 36	73	73-74	96
39	75	97 – 99	103
41			110
48 – 49			117
55 -56			124
74			131
82 – 83			138
94			146
96			153
111			159
			166

Levantamiento del cultivo: 17/01/2012 (167 DDT).

3.4.5 Polinización

Durante la realización del ensayo, dentro del invernadero se han realizado sueltas de insectos auxiliares beneficiosos para el cultivo, actuando sobre la polinización de las flores del tomate.

Se utilizaron colmenas de Abejorros (*Bombus terrestris*), suministradas por la empresa BioMIP. Constan de 60-80 individuos por colmena (adultos y larvas).



Figura 18. Colmena de abejorros (*Bombus terrestris*).

3.4.6 Riego y fertilización

3.4.6.1 Agua de riego

El agua de riego pertenece a la comunidad de regantes 4 veces. El tipo de muestra para el análisis es un agua continental no tratada cuyo informe fue realizado el 13/01/2012.

No presenta toxicidad específica a boro y sodio pero a partir de 4 mmolL⁻¹ empiezan a existir problemas crecientes por cloruros.

Tabla 7. Análisis agua de riego.

INFORME DE ENSAYO					
Parámetro	Resultados	Procedimiento	Técnica		
Boro	0,77 mg/L	LAB 1-3-41	Espectrofotometría	Contenido bajo	
pH	7,7	LAB 1-3-01	Electrometría		
CE a 20°C	1938 µS/cm	LAB 1-3-02	Electrometría		
Dureza	72 °HTF	LAB 1-03-24	Cálculo		
SAR	4,0	LAB 1-03-22	Cálculo		
Cloruro	6,44 mmol/L	LAB 1-01-14	Cromatografía iónica	Problemas crecientes	
Nitrato	0,36 mmol/L	LAB 1-01-14	Cromatografía iónica		
Sulfato	5,36 mmol/L	LAB 1-01-14	Cromatografía iónica		
Fosfato	<0,03 mmol/L	LAB 1-01-14	Cromatografía iónica		
Carbonato	<0,40 mmol/L	LAB 1-03-53	Volumetría		
Bicarbonato	5,20 mmol/L	LAB 1-03-53	Volumetría		
Alcalinidad total	5,20 mmol/L	LAB 1-03-53	Volumetría		
Sodio	7,54 mmol/L	LAB 1-02-08	EAA	No da problemas	
Potasio	0,28 mmol/L	LAB 1-02-08	EAA		
Calcio	3,19 mmol/L	LAB 1-02-08	EAA		
Magnesio	3,99 mmol/L	LAB 1-02-08	EAA		

3.4.6.2 Fertirrigación

Se prepararon soluciones nutritivas según la época de desarrollo de nuestro cultivo, siguiendo un manejo convencional, en el que se siguieron prácticas habituales de la zona para el cultivo de tomate.

Tabla 8. Soluciones nutritivas empleadas durante el cultivo, en kg de fertilizante y m³ de agua.

Fertilizante (Kg)	15/08/11– 31/08/11	01/09/11– 30/09/11	01/10/11– 31/10/11	01/11/11– 30/11/11	01/12/11– 31/12/11	01/01/12– 13/01/12
Nitrato Cálcico	4,89	19,20	39,10	15,80	8,90	7,60
Nitrato Potásico	4,2	14,40	19,50	17,80	14,80	5,80
Sulfato Potásico	4,93	4,80	9,80	11,90	-	5,14
Sulfato Magnésico	0,61	2,40	3,30	2,00	-	0,64
Ácido Fosfórico (72%)	3,68	3,40	15,00	2,80	6,20	-
Ácido Nítrico (54%)	6,17	5,80	23,50	14,20	14,20	7,43
NutrigeoMix	0,07	0,30	0,90	0,40	0,20	0,15
Agua (m ³)	40,40	74,40	143,7	79,80	56,60	25,10

3.4.7 Tratamientos nutricionales, fitosanitarios y otros medios de defensa.

Se realizaron diferentes tratamientos nutricionales, fitosanitarios y otros mecanismos de defensa (OMDF) a lo largo del ciclo del cultivo según necesidades.

Son considerados Otros Medios de Defensa Fitosanitaria (OMDF) los organismos de control biológico, las trampas y otros medios o dispositivos para el control de plagas, así como los productos que puedan favorecer que el cultivo desarrolle vigor o resistencia frente a los efectos adversos relacionados con ataques de patógenos, o de condiciones ambientales adversas, o permitan mitigar de otra forma los estragos que puedan causar, y otros productos no fitosanitarios.

Tabla 9. Abonado nutricional aplicado en días después de trasplante (D.D.T).

D.D.T	PRODUCTO COMERCIAL	MATERIA ACTIVA	FUNCIÓN	DOSIS/m ²	DOSIS
20	ARCHI RADICULAR	Aminoácidos (15% aminoácidos libres)	Nutricional	0	300 ml
45	K-ATOMIC	K ₂ SO ₄ con aminoácidos	Nutricional	0	1200 g
50	K-ATOMIC	K ₂ SO ₄ con aminoácidos	Nutricional	0	2000 g
59	NUTRIGEO FE	Quelatos de hierro	Nutricional	0	6500 g
72	NUTRAMIN GEL	Aminoácidos (+ potente que archi)	Nutricional	0	12000 g
78	NUTRIGEO FE PLUS	Quelato de hierro	Nutricional	0	2000g
97	DOBLE-G RADICULAR	Aminoácidos + Microelementos	Nutricional	2,19	4200g
98	DOBLE-G RADICULAR	Aminoácidos + Microelementos	Nutricional	1,04	2000g

Tabla 10. Fitosanitarios y otros mecanismos de defensa (OMDF) aplicados en días después de trasplante (D.D.T).

D.D.T	PRODUCTO COMERCIAL	MATERIA ACTIVA	FUNCIÓN	ACCIÓN	DOSIS/m ²	DOSIS	PLAZO DE SEGURIDAD
7	VIGILEZ	TEFLUTRIN 0,5% [GR] P/P	Insecticida	Insectos de suelo	2,87	5500 g	SIN PLAZO
11	CONKORA	CIMOXANILO 3% + SULFATO CUPROCALCICO 22,5%	Fungicida	Alternaria y Mildium	0	1200 g	10 días
27	AFFIRM	EMAMECTINA 0,855% (BENZOATO)	Insecticida	Orugas	0,18	350 ml	3 días
27	XENTARI	BACILLUS THURINGENSIS AIZAWAI 15%	Insecticida	Orugas	0	4000 g	SIN PLAZO
36	CONKORA	CIMOXANILO 3% + SULFATO CUPROCALCICO 22,5%	Fungicida, Bactericida		0,41	2000 g	
46	CONKORA	CIMOXANILO 3% + SULFATO CUPROCALCICO 22,5%	Fungicida, Bactericida		1,04	2000 g	
53	BERMECTINE	1,8% ABAMECTINA	Acaricida		0,18	350 g	
53	OBERON	SPIROMESIFEN 24%	Acaricida, Insecticida	Acaro del bronceado, araña roja y mosca blanca	0,1	200 g	3 días
64	NINJA	EXTRACTO DE NEEM (VEGETAL DE MARGOSA)	Fitofortificante		0,16	300 g	
64	OBERON	SPIROMESIFEN 24%	Acaricida, Insecticida	Acaro del bronceado, araña roja y	0,1	200 g	3 días

VARIACIÓN DE LOS NITRATOS EN UN SUELO ENARENADO CON APLICACIÓN DE DOS MATERIAS ORGÁNICAS EN SOLARIZACIÓN Y BIOFUMIGACIÓN

				mosca blanca			
69	XENTARI	BACILLUS THURINGENSIS AIZAWAI 15%	Insecticida	Orugas	0,13	250 g	SIN PLAZO
69	FENOS	FLUBENDIAMIDA 24%	Insecticida	Orugas	0,03	65 ml	1 día
76	AFFIRM	EMAMECTINA 0,855% (BENZOATO)	Insecticida	Orugas	0,29	550 ml	3 días
76	AFFIRM	BACILLUS THURINGENSIS AIZAWAI 15%	Insecticida	Orugas	0,16	300 g	SIN PLAZO
84	XENTARI	BACILLUS THURINGENSIS AIZAWAI 15%	Insecticida	Orugas	0,16	300 g	SIN PLAZO
84	FENOS	FLUBENDIAMIDA 24%	Insecticida	Orugas	0,04	80 ml	1 días
92	ALTACOR 35WG	CLORANTRANILIPROL 35%	Insecticida	Orugas	0,02	45 g	1 día
92	CADDY 10 Pepite	CIPROCONAZOL 10%	Fungicida	Oidio	0,02	30 g	3 días
113	HORMOPRIM	POLVO MOJABLE	Fitorregulador	Inducir cuajado de flores	0,01	100 g	30 días
113	IPRODIONA	IPRODIONA 50 %	Fungicida	Botritis	0,01	100 g	7 días
113	IBERMAR	EXTRACTO DE ALGAS	Bioestimulante	Crecimiento	0	1500 ml	SIN PLAZO
119	MERIT	TRIADIMENOL 25%	Fungicida	Oidiopsis	0,08	300 g	14 días
119	SILIKON	SiO ₂	Fitofortificante		0	12000 g	
134	SWITCH	CIPRODINIL 37,5% + FLUDIOXONIL 25%	Fungicida	Botritis, Esclerotinia	0,17	320 g	3 días
134	FENOS	FLUBENDIAMIDA 24%	Insecticida	Orugas	0,04	80 ml	1 día
134	TRIGARD	CIROMAZINA 75%	Insecticida	Liryomiza	0	900 ml	3 días
141	FORT-SOIL	CALCIO 10-10'6%	Bioestimulante	Crecimiento	5,56	133477,79 g	SIN PLAZO
151	ACIBELTE	AZUFRE 40% + CIPERMETRIN 0,5%	Acaricida, Fungicida, Insecticida	Heliotis, oidiopsis, orugas, Pulgones, trips	0,01	10000 g	3 días

3.4.8 Clima

El clima característico en la zona de nuestro ensayo es subdesértico, mediterráneo, cálido y seco caracterizado por ausencia de heladas y muy escasas precipitaciones.

La estación meteorológica situada en la finca UAL-ANECOOP, fue instalada por GEÓNICA S.A., en ella se realizan mediciones simultáneas de temperatura del aire y suelo, humedad relativa, velocidad y dirección del viento, radiación solar y presión barométrica.

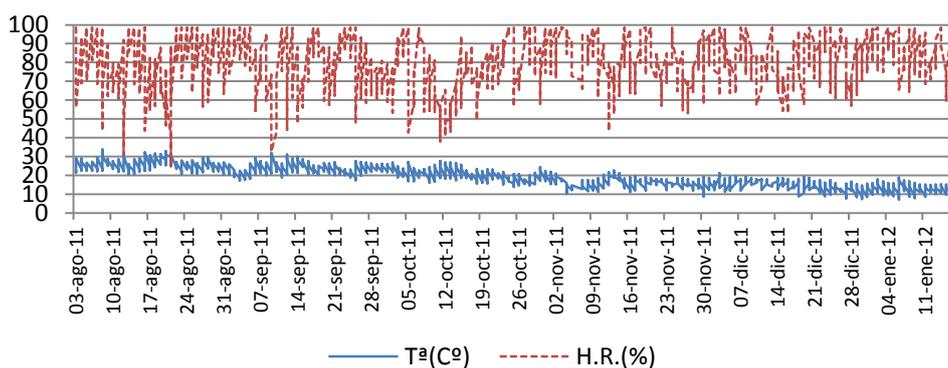


Figura 19. Evolución de los valores de Temperatura (°C) y Humedad Relativa (%), suministrados por la estación meteorológica UAL-ANECOOP, durante el ciclo de cultivo, en el exterior del invernadero.

La evolución de estos parámetros en el interior del invernadero U7 durante el ciclo de cultivo, se muestran en la siguiente gráfica:

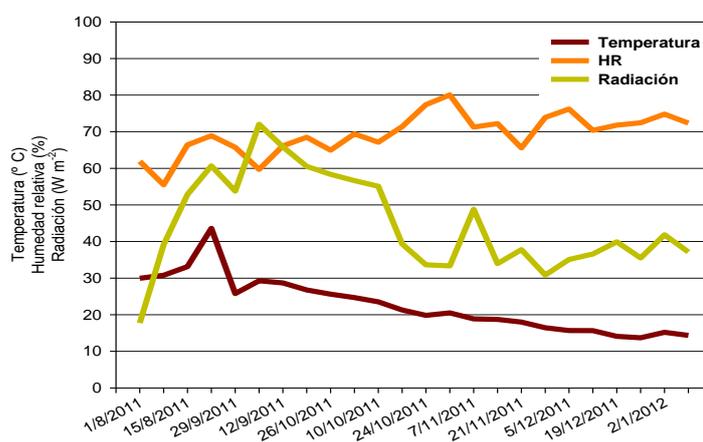


Figura 20. Evolución de los valores de temperatura (°C), humedad relativa (%) y radiación (W/m^2) durante el ciclo del cultivo, en el interior del invernadero.

3.5. Diseño experimental

Se desarrolla en la parcela U7 de la finca experimental UAL-ANECOOP, donde se desarrolló un cultivo de tomate de ciclo de otoño, con trasplante el 3 de Agosto. Previo a dicho trasplante se realizaron tratamientos de biodesinfección con distintos materiales.

3.5.1 Aplicación Tratamientos

El 31/05/2011 se realizó la apertura de los surcos en los que se incorporarían las distintas materias orgánicas empleadas para la biodesinfección, para ello se apartó la arena hasta aparecer el suelo original. El 02/06/2011 se incorporaron las distintas materias que componen los tratamientos. Posteriormente, el 03/06/2011, un tractor apisonó el material y cubrió con la arena apartada las materias incorporadas. Puesto que los restos de Brassicas empacadas no quedaron cubiertos en su totalidad por la arena, éstos fueron apisonados y

cubiertos en su totalidad con la arena, mediante trabajo manual empleando para ello azadas.



Figura 21. Apertura de surcos.



Figura 22 y 23. Incorporación de las diferentes materias orgánicas (Brassicas y Biofence®).



Figura 24. Pase del tractor.

El 07/06/2011 se tienden las líneas portagotos para probar su funcionamiento.



Figura 25. Incorporación líneas portagotos.

El 08/06/2011 se tiende el plástico en la mitad sur de cada tablar del invernadero. Se da riego de asiento (10-15 minutos). En la Biofumigación, las materias orgánicas fueron enterradas bajo la arena y para mantener el sellado, tras un primer riego a saturación de 4 horas ($24 \text{ l}\cdot\text{m}^{-2}$), se aplicaron riegos de 1 hora ($6 \text{ l}\cdot\text{m}^{-2}$) cada 3 días durante los 30 que abarcó el tratamiento. En la Biosolarización, se aplicó sólo una vez el riego a saturación ($24 \text{ l}\cdot\text{m}^{-2}$), después de haber cubierto el suelo con un polietileno transparente, en este caso no se volverá a dar más riegos durante el proceso de desinfección.



Figura 26. Extensión de plásticos en las zonas de biosolarización.

3.5.2 Tratamientos experimentales

T₀: Tratamiento testigo, sin aportar materia orgánica al suelo antes del trasplante.

T₁: Aplicación de “Biofence®” (pellets de Brassicas) a razón de $0,3 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-2}$.

Biofence® es un formulado orgánico pelletizado con acción fortificante y bioestimulante, para combatir el problema de sobre-explotaciones del suelo agrícola aceptado en agricultura biológica: 100% de origen vegetal y 100% libre de OGM. Subproducto del tratamiento de semillas oleaginosas parcialmente desgrasadas, de la especie *Brassica carinata* comúnmente llamada mostaza etíope. Contiene un 6% de

nitrógeno (N) orgánico con un periodo de liberación de entre 8-12 semanas y un 45% de carbono (C) orgánico de origen biológico.



Figuras 27 y 28. Tratamiento T₁ (Biofence®).

T₂: Aplicación de Brassicas empacadas a razón de 0,8 kg·m⁻².

Esta materia orgánica se compone de restos de la especie *Brassica oleracea* comúnmente llamado brócoli, deshidratados y empacados, cuyo origen son los cultivos de Cartagena.



Figura 29. Tratamiento T₂ (Brassicas empacadas).

Antes de aplicar las materias orgánicas en el suelo de nuestro cultivo, se procedió a su análisis en laboratorio para conocer su relación C/N. Su cálculo se realizó a partir de los datos obtenidos en las determinaciones por separado de nitrógeno total y carbono orgánico.

Este dato es importante para conocer la velocidad de mineralización de la materia orgánica. Según Maraños, (1998) la razón C/N resulta óptima cuando alcanza un valor próximo a 15.

Tabla 11. Resultados del análisis en laboratorio de las dos materias orgánicas empleadas en nuestro ensayo (Biofence® y Brassicas empacadas).

MUESTRA	% CO	% N	C/N
Biofence®	65,5094669	4,19054891	15,63150683
Brassicas	39,7477524	2,13282348	18,55997906

3.5.3 Distribución de tratamientos

Se practicaron 4 repeticiones para cada tratamiento (R1, R2, R3, R4) lo que hace un total de 12 unidades experimentales virtuales (u.e.v.). Cada u.e.v. consiste en cuatro portarramales contiguos de cultivo, a uno u otro lado del pasillo central. Las unidades experimentales virtuales fueron cubiertas en un 50% de su superficie con plástico para llevar a cabo la biodesinfección con solarización. La otra mitad de la u.e.v. no se cubrió con plástico tras aplicar la materia orgánica. De este modo contamos con 24 unidades experimentales verdaderas. La distribución de los tratamientos en las líneas de cultivo se realizó siguiendo el esquema adjunto:

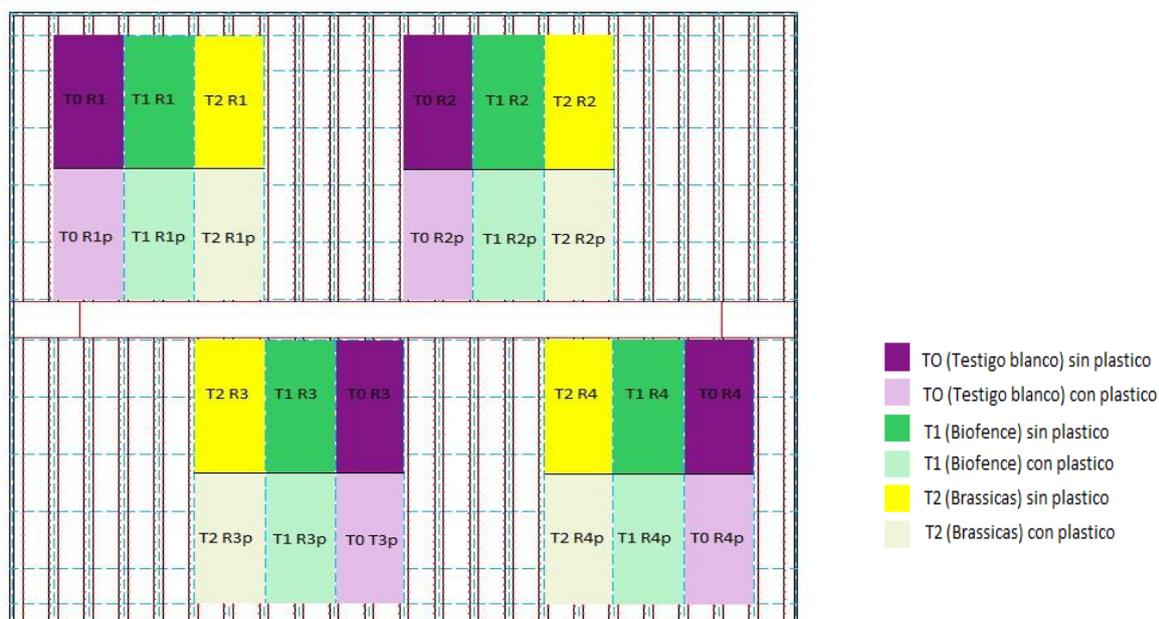


Figura 30. Distribución de tratamientos y repeticiones en las líneas de cultivo del invernadero U7.

3.5.4 Toma de muestras

Previo a la toma de muestra se retiró la capa de arena. Se realizaron 7 muestreos de suelo en distintos momentos del ensayo, de aproximadamente 500 g, las muestras fueron tomadas siempre en el mismo punto, a una profundidad de 0 a 30 cm, y a 20 cm del bulbo húmedo empleando para ello una barrena. Los muestreos se realizaron sólo en el línea central de la unidad experimental para evitar el “efecto borde”.



Figura 31. Toma de muestras de suelo con barrena en bolsas de plástico, a una profundidad de 0-30 cm y 20 cm del bulbo húmedo.

Las fechas en las que se extrajeron los diferentes muestreos:

- **M1**: Antes de las biodesinfecciones (aplicación de materia orgánica).
- **M2**: Después de las biodesinfecciones
- **M3-M6**: Mensuales durante el cultivo.
- **M7**: Al finalizar el cultivo.

Tabla 12. Fechas en días después de trasplante (D.D.T) en las que se extrajeron los diferentes muestreos.

MUESTREOS	D.D.T
M1	24/05/2011
M2	25/07/2011
M3	64
M4	92
M5	124
M6	153
M7	168

3.6 Metodología analítica

3.6.1 Preparación de muestras para su estudio en laboratorio

- 1.-Ordenamiento y clasificación de las bolsas recogidas en campo.
- 2.- Registro de las muestras, asignándoles el código para su identificación durante los análisis.
- 3.-Secado de las muestras hasta humedad ambiental. Para evitar pérdidas de peso por evaporación durante los análisis, se trabajó con muestras secas al aire. El secado se realizó extendiendo la muestra sobre una superficie no absorbente, a temperatura ambiente, hasta que se aprecie al tacto.
- 4.-Desmenuzamiento de los agregados (mediante rodillo de madera), con posterior tamizado a 2 mm y homogeneización.



Figura 32. Desmenuzamiento de los agregados con rodillo de madera.

- 5.-Conservación adecuada de las muestras, para no alterar sus propiedades, en bolsas de plástico y en lugar fresco y seco.

Los análisis en laboratorio permiten conocer las características químicas y físicas del suelo de cultivo, así como tomar las medidas adecuadas sobre él. Para determinar la evolución del contenido de sales del suelo se han llevado a cabo los métodos analíticos que se indican a continuación:

3.6.2 Preparación de pastas saturadas

Para conseguir esto se tomaron unos 200-250 g de muestra y se colocaron en una caja de plástico, como para obtener con comodidad un volumen adecuado de extracto de saturación. Consiste en añadir agua destilada lentamente a la muestra de suelo, al tiempo que se bate concienzudamente con la espátula hasta que todos los poros estén llenos,

hasta alcanzar el estado de saturación de la pasta, que debe reunir las siguientes características:

a) la superficie de la pasta debe ser brillante, pero sin que se aprecien las dos fases (agua y suelo).

b) al hacer un corte en la pasta saturada con la espátula y golpear ligeramente la caja de plástico, el corte debe cerrarse, pero quedando marcada la línea.

c) al tomar con una espátula limpia parte de la pasta, ésta debe deslizarse sobre la espátula, dejándola limpia.

Una vez conseguido el estado de saturación, las cajas de plástico se taparon y se situaron en un lugar fresco, donde se dejaron reposar, como mínimo un día, con objeto de que se equilibrase la solución. Transcurrido este tiempo se verificó que las condiciones de los extractos de saturación seguían cumpliéndose; añadiéndole más agua o más muestra según el caso, dejando que de nuevo se equilibrase la solución.



Figura 33. Pastas saturadas.

3.6.3 Obtención extracto de saturación

El extracto de saturación se obtuvo conectando tantos kitsatos como muestras había a la batería de llaves, que estaba unida a una bomba de vacío. A cada kitsato se le unió un embudo Buchner (al que colocamos previamente un papel de filtro), utilizando un cono de goma para asegurar la estanqueidad de la unión. Se rellenaron los embudos con las pastas saturadas y se aplicó al vacío hasta haber recogido un volumen suficiente de extracto de saturación de cada una de las muestras. Una vez se recogió el extracto, se puso en un recipiente limpio y seco.



Figura 34. Detalle extracción.

3.6.4 Determinación porcentaje de humedad

Se utilizó el método gravimétrico (Marañés *et al.*, 1998), que se basa en estimar la cantidad de agua presente en el suelo por diferencia de pesada entre el suelo húmedo y el suelo seco.

Para obtenerla se pesó una cantidad de cada pasta saturada en los pesa-sustancias previamente tarados. Éstos se introdujeron destapados en una estufa a 105°C durante 24 horas y se pusieron en el desecador para evitar su rehidratación durante el enfriamiento, tras las cuales se volvieron a pesar. La humedad se expresa en tanto por ciento (%).

3.6.5 Conductividad eléctrica

La concentración salina de la solución del suelo se expresó en términos de *conductividad eléctrica del extracto de saturación* (CE_{es}) obtenido, siguiendo las directrices de Richards *et al.*, (1954), con un conductivímetro Crison 522 con electrodo de vidrio, previa determinación de la temperatura con el fin de estandarizar los resultados. La conductividad eléctrica se expresa en decisiemens por metro (dSm^{-1}) y se refiere a 25°C de temperatura, empleando para ello los oportunos factores de corrección.

La medida de la conductividad eléctrica del extracto saturado nos dará el contenido de sales totales disueltas en el suelo. Esta dependerá del tipo de ion en la solución.

3.6.6 Determinación de nitratos en la solución del suelo

Los NO_3^- se obtuvieron por radiación ultravioleta. Este método está basado en la absorción de esta radiación por el ión nitrato. Para ello se construyó la recta de calibrado a partir de concentraciones conocidas de este anión con la muestra patrón (44,3 mgr de NO_3^-). Seguidamente se analizaron cada uno de los extractos diluidos, (en este caso utilizamos matraces de 50 ml) a los que se les añadió un volumen proporcional del reactivo, ácido

clorhídrico 1N, según la alícuota de muestra utilizada. Las diluciones se midieron en un espectrofotómetro ultravioleta UnicamUV/Vis a dos longitudes de ondas distintas: a 220 nm para obtener la lectura correspondiente a los nitratos, y a 275 nm para obtener la interferencia debida a la materia orgánica disuelta.

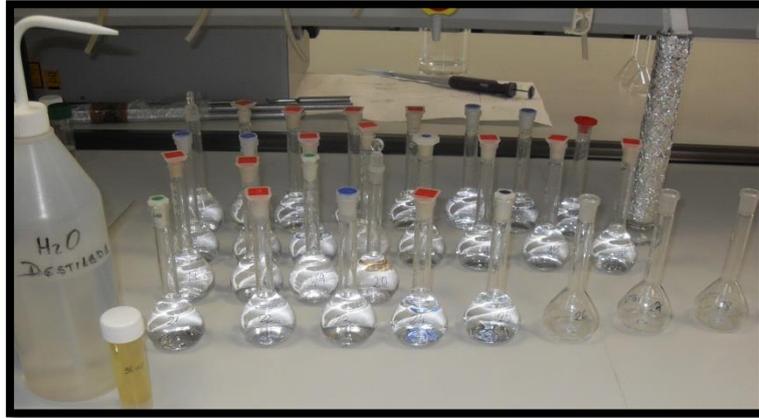


Figura 35. Diluciones de los extractos de saturación.



Figura 36. Detalle espectrofotómetro ultravioleta UnicamUV/Vis

3.6.7 Cálculo del PH

Expresa la acidez o alcalinidad de un suelo.

La medida del pH del suelo se realizó sobre las muestras de suelo secadas al aire libre y mantenidas en medios apropiados.

Para ello se pesaron 10 g de suelo seco al aire y tamizado a 2 mm y se introdujeron en vasos de precipitado de 50 ml. Se añadió 25 ml de agua destilada, y se agitó la

suspensión durante 5 minutos (con una varilla de vidrio), se dejó en reposo durante otros 30, para lograr equilibrio iónico.

Una vez transcurridos los 30 minutos, se agitó de nuevo la suspensión, se introdujo el electrodo del pHmetro y se midió el pH, anotando el resultado cuando la lectura era constante. Antes de realizar las lecturas fue necesario calibrar el pHmetro empleando dos soluciones tampón, de pH 4,00 y 7,00.



Figura 37. Muestras preparadas para la determinación de pH del suelo.

También se realizaron medidas de pH a las muestras de pastas saturadas y a los extractos de saturación, para su posterior análisis.

3.6.8 Análisis estadístico de los datos

Todos los datos obtenidos serán analizados utilizando el programa estadístico Statgraphics versión 5.1.

Los análisis realizados para las comparaciones entre materias orgánicas y entre técnicas de biodesinfección consistieron en análisis de la varianza (ANOVA) factorial. Previamente, al tratarse de ANOVA paramétrico se comprobaron las asunciones de Normalidad y Homocedasticidad.

Los análisis se plantearon de la siguiente forma:

Con objeto de comparar las distintas materias orgánicas (T_0, T_1, T_2) entre sí, se analizaron los datos de concentración de nitratos (mmolL^{-1}), Conductividad eléctrica (dSm^{-1}) y pH del extracto de saturación. Para cada momento considerado (antes, después de las biodesinfecciones y durante el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después del trasplante: D.D.T) y cada técnica empleada (biofumigación y biosolarización), las variables independientes fueron las materias orgánicas y los bloques.

Con objeto de comparar las dos técnicas de desinfección empleadas (Biofumigación y Biosolarización) entre sí, se analizaron los datos de concentración de nitratos (mmolL^{-1}),

Conductividad eléctrica (dSm^{-1}) y pH del extracto de saturación. Para cada momento considerado (antes, después de las biodesinfecciones y durante el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después del trasplante: D.D.T) y cada materia orgánica (T_0, T_1, T_2), las variables independientes fueron la técnica de desinfección y los bloques.

El método empleado para la comparación de las medias fue el procedimiento de las diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD) al 95%.

4 Resultados y discusión

4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Variación en la concentración de Nitratos

4.1.1 Variación en la concentración de Nitratos entre tratamientos

Las **tabla 13 y 14** muestran las concentraciones de nitratos obtenidas antes y después de los tratamientos de biodesinfección y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T), en función de las distintas materias orgánicas empleadas y aplicadas mediante biofumigación y biosolarización.

4.1.1.1 Antes de las aplicaciones de materia orgánica (M1)

Las muestras de suelo analizadas, van a estar condicionadas por el contenido en nitratos existente en el suelo, así Thomson *et al.*, (2004) señala que una de las principales fuentes de nitratos es la acumulación de N mineral en el suelo procedente de cultivos anteriores.

En Biofumigación: existen diferencias significativas entre tratamientos (p -valor < 0,05), causa que podría ser debida a una falta de uniformidad en el terreno pero hay que tener en cuenta que p -valor es muy próximo a 0,05 con lo que las diferencias son prácticamente inexistentes entre tratamientos.

En Biosolarización: No existen diferencias significativas entre tratamientos (p -valor > 0,05), lo que señala una buena uniformidad del suelo al respecto.

4.1.1.2 Después de las aplicaciones de materia orgánica (M2)

En Biofumigación: no existen diferencias significativas entre tratamientos (p -valor > 0,05) aunque el contenido en nitratos es superior en el caso del tratamiento T_1 =Biofence® con respecto al resto, causa que puede ser debida a una descomposición más rápida de la materia orgánica que compone este tratamiento, (Figura 38).

En Biosolarización: existen diferencias significativas entre tratamientos (p -valor < 0,05), siendo muy superiores las concentraciones de nitratos en T_1 =Biofence® y T_2 =Brassicas con respecto a T_0 =testigo, debido a que este último tratamiento carece de materia orgánica. Señalar que el valor más alto en todo el ciclo y para todas las materias orgánicas lo alcanza el tratamiento T_1 =Biofence® con un valor de 16,51 mmolL⁻¹, lo que sugiere una descomposición más rápida de éste.

Para todos los tratamientos, tanto en biofumigación como en biosolarización, las muestras de suelo presentan valores de nitratos superiores a los iniciales después de la aplicación de las materias orgánicas. Durante la descomposición de la materia orgánica se liberan una gran cantidad de productos químicos que realizan el control de los patógenos de suelo. Entre estos compuestos se encuentran amoníaco y nitratos (Barres *et al.*, 2006).

El aumento en la concentración de nitratos es considerablemente mayor en todos los casos cuando la incorporación de las materias orgánicas se realizó mediante biosolarización (Figura 39), presentando valor muy superior frente a la misma materia orgánica aplicada mediante biofumigación.

4.1.1.3 Durante el cultivo

- **M3 (64 D.D.T)**

En Biofumigación no existen diferencias significativas entre tratamientos (p -valor > 0,05) durante toda la secuencia de cultivo. (Figura 38).

La concentración de nitratos en M3 en biofumigación con respecto a M2 (Después), disminuye para los tratamientos T_0 =testigo y T_1 =Biofence®, no obstante, para el tratamiento T_2 =Brassicas aumenta, causa que puede ser debida a una descomposición más lenta de éste último tratamiento. Según Tello *et al.*, (2010) después de la biofumigación, el incremento de nitrógeno depende de la relación C/N de la materia orgánica biofumigante que para Biofence® y Brassicas es de 15,63 y 18,56 respectivamente.

En Biosolarización en M3 existen diferencias significativas entre tratamientos (p -valor < 0,05), siendo muy superiores las concentraciones de nitratos en T_1 =Biofence® y T_2 =Brassicas con respecto a T_0 =testigo, al igual que ocurría en M2 (Después).

En el caso de biosolarización en M3 la concentración de nitratos con respecto a M2 (Después) disminuye para todos los tratamientos sin excepción (Figura 39). La razón de esta disminución en las concentraciones tanto en biofumigación como en solarización en M3 sugiere que la aplicación de riegos elevados durante las desinfecciones aumentan las posibilidades de lixiviación de nitratos a capas más profundas del suelo. En este modelo de agricultura se produce un fenómeno importante de lixiviado de nitratos potencialmente contaminantes de los acuíferos (Pratt, 1984; Ramos *et al.*, 2002; Vázquez *et al.*, 2006), principalmente cuando se aplican grandes volúmenes de agua en los tratamientos de desinfección del suelo, riegos pre-trasplante y durante las tres primeras semanas de cultivo (Thompson *et al.*, 2007).

- **M4 (92 D.DT)**

En Biosolarización en M4 existen diferencias significativas entre tratamientos (p -valor < 0,05), siendo muy superiores las concentraciones de nitratos en T_2 =Brassicas con respecto a T_1 =Biofence® y T_0 =testigo, causa que puede ser debida a una descomposición más lenta del tratamiento T_2 =Brassicas.

Para todos los tratamientos tanto en biofumigación como biosolarización aumenta la concentración de nitratos en M4 con respecto a M3, excepto para el tratamiento T_2 =Brassicas en biofumigación, que disminuye. La razón de este aumento puede deberse al establecimiento del cultivo, al elevar los aportes nitrogenados en fertirrigación. En el actual sistema de producción hortícola en Almería, los muestreos de suelo para determinar la concentración de N mineral, y la consideración de las demandas nutricionales del cultivo

durante las diferentes etapas de desarrollo, para la planificación de la fertilización nitrogenada, no son normalmente tenidos en cuenta (Thompson *et al.*, 2004).

- **M5 M6 y M7 (124, 153 y 168 D.D.T, respectivamente)**

Las muestras de suelo analizadas no presentan diferencias significativas entre tratamientos (p -valor > 0,05) aplicados tanto en biofumigación como en biosolarización. Se aprecia un ligero descenso en la concentración de nitratos de forma general tanto en biofumigación como en biosolarización conforme avanza el cultivo, causa que puede ser debida a un recorte en los aportes nitrogenados, una lixiviación de nitratos a capas más profundas del suelo o a una asimilación de dicho elemento por parte del cultivo.

4.1.1.4 Resumen

En Biofumigación a principios del ciclo, Brassicas aporta menos cantidad de nitratos que Biofence® pero al avanzar el cultivo, Brassicas en M3, presenta un pico elevado, (Figura 38) lo que indica que la descomposición de materia orgánica de Biofence® y Brassicas es desigual, siguiendo un patrón diferente de descomposición, aunque las diferencias no son estadísticamente significativas. A pesar del agua añadida aplicada en biofumigación no se puede decir que haya una lixiviación de nitratos según los valores conservadores y recomendados de nitratos en el suelo para evitar problemas de contaminación.

Estos picos al principio después del tratamiento podrían explicarse porque la microbiota bacteriana ha disminuido hasta ser prácticamente indetectable, y no impiden en consecuencia estas bacterias el proceso de nitrificación normal.

En Biosolarización, la descomposición de materias orgánicas, también es diferente, siendo las diferencias estadísticamente significativas en M4, lo que sugiere una descomposición un poco más lenta de Brassicas. Señalar que de forma general ambas materias orgánicas se descomponen más rápidamente y aportan más cantidad de nitratos en el caso de ser aplicadas mediante biosolarización, lo que sugiere que la biosolarización es una técnica de desinfección con capacidad para minimizar impactos por lixiviado de nitratos debido a su único riego inicial que disminuye las pérdidas por lixiviación, incluso que el regimen de riegos de la biofumigación pueda provocar un mayor lixiviado de nitratos.

Según Granados *et al.*, (2007), durante el ciclo de cultivo se deben mantener unos niveles de nitratos en la solución del suelo adecuados y consideran un rango óptimo y conservador $12-14 \text{ mmolL}^{-1}$ en el caso del cultivo de tomate y $8-12 \text{ mmolL}^{-1}$ en pimiento. Por otro lado, Fernández y Camacho (2007) indican como parámetro de fertirrigación convencional 11 mmolL^{-1} en la solución nutritiva para el caso del cultivo de tomate y 12 mmolL^{-1} en pimiento. Al respecto, Fernández *et al.*, (2010) concluyen que no existen diferencias en la producción acumulada de tomate, cuando reducen un 35% el aporte de Nitrógeno (N-nítrico + N-amoniaco), ni tampoco en pimiento, cuando la reducción es de un 24%.

Todos los tratamientos empleados de manera general implicaron una cantidad de nitratos en el suelo dentro de un rango óptimo y conservador para el cultivo del tomate. Las concentraciones de nitratos fuera del rango considerado se obtuvieron justo después de las desinfecciones y mediante biosolarización, aunque prácticamente sin importancia, con valores de $16,51 \text{ mmolL}^{-1}$ y $14,96 \text{ mmolL}^{-1}$, para el tratamiento T_1 =Biofence®, y T_2 =Brassicas respectivamente.

Según el actual Programa de Actuación aprobado en la **Orden de 18 de Noviembre de 2008** (BOJA nº4 de 08/01/2009: 39-45) en el caso de fertilizantes orgánicos no se puede sobrepasar la cantidad de 170 kg N/ ha y año.

En el caso de T_1 = Biofence® (3000 Kg/ ha) los análisis previos en laboratorio, indican un contenido en nitrógeno de este producto de 4,19% de N, lo que supone que con este tratamiento aportamos al suelo la cantidad de 125 Kg N/ ha, sin embargo según el contenido en nitrógeno que indica el fabricante 6% de este compuesto aportaríamos una cantidad de 180 Kg N/ ha. Se deduce por tanto que la cantidad real aplicada al suelo no rebasa la normativa actual, aunque el contenido en nitratos en el suelo aplicados con este tratamiento, mediante biosolarización, justo tras las desinfección, en M2, y solo en este muestreo, es de $16,51 \text{ mmolL}^{-1}$, por lo que sobrepasa los valores de nitratos recomendados para el suelo según Granados *et al.*, (2007).

En el caso de T_2 = Brassicas (8000 Kg/ ha) los análisis previos en laboratorio indican un contenido en nitrógeno de este producto de 2,13% de N, lo que supone que aportamos al suelo la cantidad de 170,4 Kg N/ ha, por lo que el contenido en nitratos aplicados mediante esta materia orgánica, rebasa la normativa. A pesar de ello el contenido de nitratos no supera los valores óptimos y recomendados para el suelo, según Granados *et al.*, (2007). El contenido de nitratos fuera de este rango consevador, se alcanza en biosolarización solamente después de la aplicación del tratamiento, en M2, con un valor de $14,96 \text{ mmolL}^{-1}$.

Se deduce por tanto, que además de la cantidad aplicada al suelo en kg N/ ha mediante las desinfecciones, multitud de factores son los que influyen en el contenido de nitratos de un suelo, como el tipo de desinfección previa, las condiciones edafológicas, la facilidad a la degradación de la materia orgánica aplicada y la facilidad de lixiviación, entre otras.

Según Marín-Guirado *et al.*, (2012), la producción en las parcelas con Biofence® (T_1) (en biofumigación= $9,60 \text{ kg/m}^2$ y en biosolarización= $9,84 \text{ kg/m}^2$) fué mayor que en las que se adicionó los restos vegetales del Brócoli (T_2), (Biofumigación= $9,02 \text{ kg/m}^2$ y Biosolarización= $9,30 \text{ kg/m}^2$) aunque no mostró diferencias significativas.

Tabla 13. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre la concentración de nitratos, valores (media \pm desviación estándar) expresados en mmolL^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD).

NO_3^- (mmolL^{-1})				
	M1 (Antes)		M2 (Después)	
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización
T ₀ =Testigo	4,13 \pm 2,53ba	6,71 \pm 2,03	7,24 \pm 5,35	8,4 \pm 3,47b
T ₁ =Biofence 0,3 Kg m ⁻²	8,85 \pm 4,05a	4,01 \pm 0,35	11,85 \pm 6,85	16,51 \pm 1,36a
T ₂ =Brassicas 0,8 Kg m ⁻²	2,36 \pm 0,81b	9,20 \pm 4,45	6,83 \pm 4,92	14,96 \pm 4,56a
p-valor	0,0413	0,1186	0,5026	0,0231
	M3 (64 D.D.T)		M4 (92 D.D.T)	
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización
T ₀ =Testigo	3,61 \pm 3,52	4,19 \pm 2,51b	10,21 \pm 8,39	10,15 \pm 5,03b
T ₁ =Biofence 0,3 Kg m ⁻²	7,08 \pm 4,35	10,79 \pm 1,66a	10,24 \pm 2,39	11,72 \pm 5,12b
T ₂ =Brassicas 0,8 Kg m ⁻²	11,74 \pm 2,09	10,34 \pm 4,6a	7,21 \pm 1,87	14,79 \pm 4,54a
p-valor	0,0775	0,0285	0,6963	0,0094
	M5 (124 D.D.T)		M6 (153 D.D.T)	
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización
T ₀ =Testigo	9,32 \pm 5,44	8,75 \pm 3,81	9,17 \pm 1,72	10,94 \pm 7,21
T ₁ =Biofence 0,3 Kg m ⁻²	11,62 \pm 5,59	11,18 \pm 4,38	9,33 \pm 5,01	8,08 \pm 1,73
T ₂ =Brassicas 0,8 Kg m ⁻²	7,41 \pm 6,17	13,6 \pm 2,59	8,05 \pm 2,37	9,48 \pm 4,11
p-valor	0,5069	0,1987	0,8047	0,6767
	M7 (168 D.D.T)			
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización		
T ₀ =Testigo	8,93 \pm 5,13	7,85 \pm 3,68		
T ₁ =Biofence 0,3 Kg m ⁻²	8,23 \pm 2,67	7,84 \pm 5,6		
T ₂ =Brassicas 0,8 Kg m ⁻²	5,46 \pm 3,61	7,05 \pm 4,29		
p-valor	0,5397	0,9637		

Tabla 14. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre la concentración de nitratos, valores (media \pm desviación estándar) expresados en mmolL^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD).

NO_3^- (mmolL^{-1})						
	T ₀ =Testigo		T ₁ =Biofence 0,3 Kg m ⁻²		T ₂ =Brassicas 0,8 Kg m ⁻²	
	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización
M1 (Antes)	4,13 \pm 2,53b	6,71 \pm 2,03	8,85 \pm 4,05	4,01 \pm 0,35c	2,36 \pm 0,81c	9,20 \pm 4,45
M2 (Después)	7,24 \pm 5,30ba	8,40 \pm 3,47	11,85 \pm 6,85	16,51 \pm 1,36a	6,83 \pm 4,92cb	14,96 \pm 4,56
M3 (64 D.D.T)	3,61 \pm 3,52b	4,19 \pm 2,51	7,08 \pm 4,35	10,79 \pm 1,66b	11,74 \pm 2,09a	10,34 \pm 4,60
M4 (92 D.D.T)	10,21 \pm 8,39a	10,15 \pm 5,03	10,24 \pm 2,39	11,72 \pm 5,12ba	7,21 \pm 1,87cba	14,79 \pm 4,54
M5 (124 D.D.T)	9,32 \pm 5,44a	8,75 \pm 3,81	11,62 \pm 5,59	11,18 \pm 4,38b	7,41 \pm 6,17ba	13,60 \pm 2,59
M6 (153 D.D.T)	9,17 \pm 1,72a	10,94 \pm 7,21	9,33 \pm 5,01	8,08 \pm 1,73cb	8,05 \pm 2,37ba	9,48 \pm 4,11
M7 (168 D.D.T)	8,93 \pm 5,13a	7,85 \pm 3,68	8,23 \pm 2,67	7,84 \pm 5,60cb	5,46 \pm 3,61cb	7,05 \pm 4,29
p-valor	0,0483	0,0751	0,5928	0,0037	0,0352	0,1428

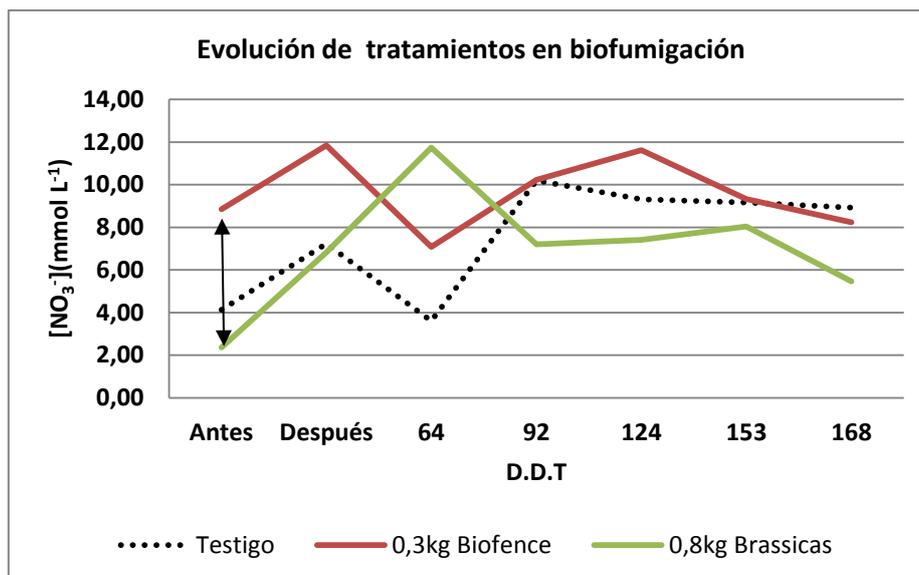


Figura 38. Concentración de nitratos según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación, expresadas en mmol L^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo biofumigación: testigo sin materia orgánica.

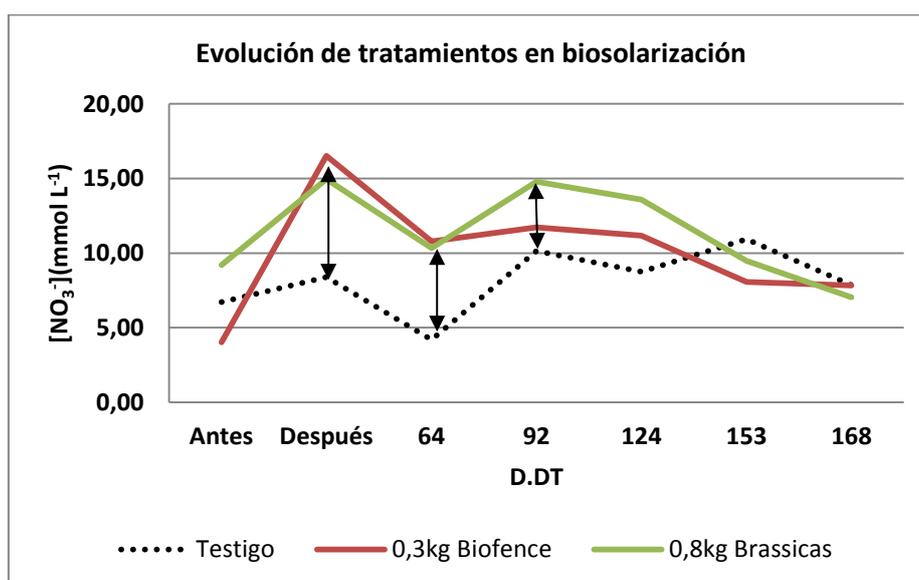


Figura 39. Concentración de nitratos según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biosolarización, expresadas en mmol L^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo biosolarización: testigo sin materia orgánica + solarización.

4.1.2 Variación en la concentración de nitratos entre desinfecciones

La **tabla 15** muestra las concentraciones de nitratos obtenidas antes, después y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T) en función de las diferentes desinfecciones (Testigo: testigo sin materia orgánica;

Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización; con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización.

4.1.2.1 Antes de las aplicaciones de materia orgánica (M1)

Las muestras de suelo analizadas no muestran diferencias significativas entre desinfecciones (p -valor $> 0,05$) (Figura 40).

4.1.2.2 Después de las aplicaciones de materia orgánica (M2)

Las muestras de suelo analizadas muestran diferencias significativas entre desinfecciones (p -valor $< 0,05$), obteniéndose valores de nitratos muy superiores a las demás desinfecciones en el caso de biosolarización ($15,74 \text{ mmolL}^{-1}$), valor más alto alcanzado durante todo el ciclo de cultivo. (Tabla 15).

El notable aumento de nitratos en biosolarización después de la aplicación de las materias orgánicas, sugiere que la descomposición de la materia orgánica aplicada mediante este tipo de desinfección es más rápida, no es por fases, se produce al tiempo. La descomposición de la materia orgánica en biofumigación es más lenta que en biosolarización, se produce por fases, de forma progresiva.

Para todas desinfecciones, las muestras de suelo presentan valores de nitratos superiores a los iniciales después de las aplicaciones de materia orgánica (Figura 3).

4.1.2.3 Durante el cultivo

- **M3 (64 D.D.T)**

Las muestras de suelo analizadas, en M3, muestran diferencias significativas entre desinfecciones (p -valor $< 0,05$), obteniéndose valores de nitratos superiores a las demás desinfecciones en el caso de biosolarización, al igual que ocurría después de las aplicaciones de materia orgánica (M2). T_0 =Testigo y T_{0P} =Solarización alcanzan los valores más bajos de todo el ciclo de cultivo ($3,61$ - $4,19 \text{ mmolL}^{-1}$). Esto puede ser debido a la carencia de materia orgánica en estas dos últimas desinfecciones y el volumen de riegos aportados durante las etapas de desinfección.

Para todas las desinfecciones disminuye la concentración de nitratos con respecto a M2 (Después). La razón de esta disminución en las concentraciones puede ser debida a la aplicación de riegos elevados durante las desinfecciones que aumentan las posibilidades de lixiviación de nitratos a capas más profundas del suelo. En el caso de biofumigación la concentración de nitratos se mantiene estable, lo que sugiere una descomposición más lenta de las materias orgánicas cuando son aplicadas mediante esta técnica.

Estos resultados, sugieren que la descomposición de la materia orgánica se produce más rápida cuando se trata de biosolarización, incluso que el regimen de riegos de la biofumigación pueda provocar un mayor lixiviado de nitratos, siendo de esta manera desplazados a zonas más profundas. Por ello, puesto que Granados (2011) concluye que en

cultivos protegidos enarenados el mayor volumen de drenaje y cantidad de nitratos lixiviados están asociados con la desinfección del suelo, riego pre-trasplante y a las tres primeras semanas de cultivo, la biosolarización, debido a su único riego inicial, se muestra como una técnica de biodesinfección que puede minimizar el drenaje y lixiviado de nitratos. Por tanto, ésta técnica debiera ir acompañada de una mejora en las prácticas de manejo, principalmente en las etapas de riego pretrasplante y establecimiento del cultivo, para evitar el lixiviado de los nitratos generados en la descomposición de las materias orgánicas.

- **M4 (92 D.D.T)**

Las muestras de suelo analizadas, en M4, no muestran diferencias significativas entre desinfecciones (p -valor $> 0,05$), aunque se siguen obteniendo valores de nitratos superiores a las demás en el caso de biosolarización.

Para todas las desinfecciones aumenta la concentración de nitratos con respecto a M3, excepto en el caso de biofumigación que muestra un ligero descenso. La razón de este aumento puede deberse al establecimiento del cultivo y los aportes nitrogenados en fertirrigación.

- **M5, M6 y M7 (124, 153 y 168 D.D.T, respectivamente)**

Las muestras de suelo analizadas no muestran diferencias significativas entre desinfecciones (p -valor $> 0,05$).

Para biofumigación y biosolarización disminuye ligeramente la concentración de nitratos hasta el final de ciclo del cultivo, igualándose progresivamente al resto de desinfecciones (testigo y solarización), puesto que el manejo del cultivo es igual para todas las zonas independientemente del tipo de desinfección previa. Este descenso puede deberse a un recorte en los aportes nitrogenados en fertirrigación, a una posible lixiviación o asimilación de nitratos por parte del cultivo.

Tabla 15. Efecto de distintas desinfecciones sobre la concentración de nitratos, valores (media \pm desviación estándar) expresados en mmolL^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización: con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización. Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD).

Desinfecciones	NO_3^- (mmolL^{-1})						
	M1 (Antes)	M2 (Después)	M3 (64 D.D.T)	M4 (92 D.D.T)	M5 (124 D.D.T)	M6 (153 D.D.T)	M7 (168 D.D.T)
Testigo (T_0)	4,13 \pm 2,53	7,24 \pm 5,35b	3,61 \pm 3,52b	10,21 \pm 8,39	9,32 \pm 5,44	9,17 \pm 1,72	8,93 \pm 5,13
Solarización (T_{0p})	6,71 \pm 2,03	8,4 \pm 3,47b	4,19 \pm 2,51b	10,15 \pm 5,03	8,75 \pm 3,81	10,94 \pm 5,21	7,85 \pm 3,68
Biofumigación (T_1+T_2)	5,6 \pm 4,40	9,34 \pm 6,14b	9,41 \pm 4,02b	8,72 \pm 2,56	9,52 \pm 5,90	8,69 \pm 3,69	6,85 \pm 3,29
Biosolarización ($T_{1p}+T_{2p}$)	6,61 \pm 4,03	15,74 \pm 2,22a	10,56 \pm 3,21a	13,26 \pm 4,77	12,39 \pm 3,57	8,78 \pm 3,02	7,44 \pm 4,64
p -valor	0,7279	0,0194	0,0089	0,3154	0,48	0,7576	0,8803

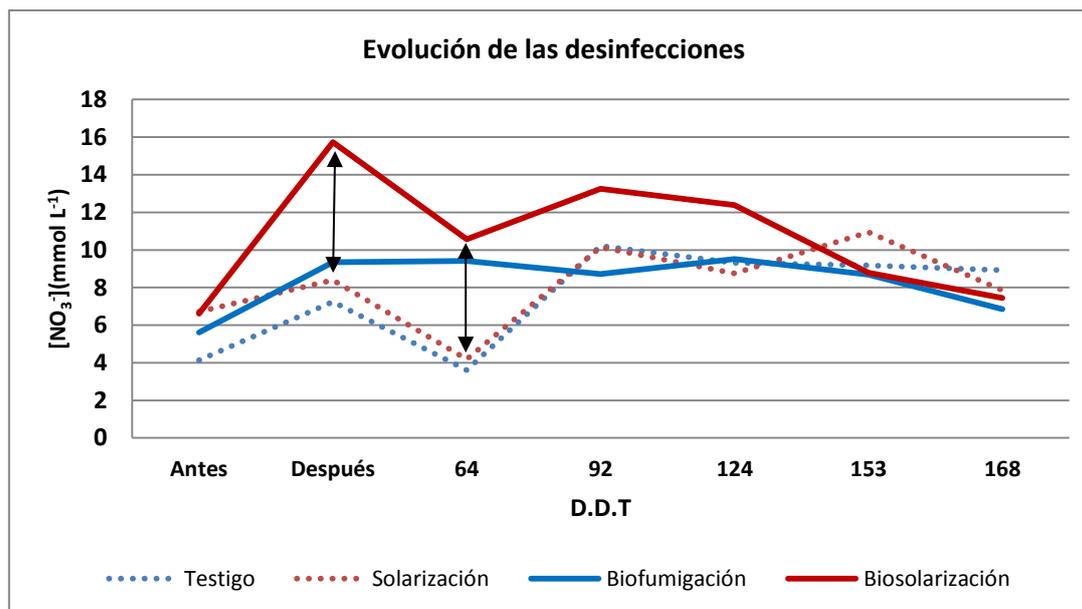


Figura 40. Concentración de nitratos según distintas desinfecciones, expresadas en mmol L^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización: con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización.

4.2 Variación en valores de Conductividad eléctrica

4.2.1 Variación en valores de Conductividad eléctrica entre tratamientos

La **tabla 16 y 17** muestran los valores de Conductividad Eléctrica obtenidas antes y después de los tratamientos de biodesinfección y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T), en función de las distintas materias orgánicas empleadas y aplicadas mediante biofumigación y biosolarización.

Los valores de CE_{es} recogidos durante la secuencia de cultivo se encuentran entre $3,45\text{-}6,47 \text{ dSm}^{-1}$. Para todo el ciclo de cultivo no existen diferencias significativas entre tratamientos ($p\text{-valor} > 0,05$), tanto en biofumigación (Figura 41) como en biosolarización (Figura 42) por lo que se interpreta que la adicción al suelo de las diferentes materias orgánicas no afectan significativamente en variaciones de CE_{es} , Tello *et al.*, (2010) indica que la conductividad eléctrica del suelo, y en consecuencia la concentración salina no se ve significativamente modificada por la adicción de estiércoles después de la biofumigación.

La CE_{es} no tiene variaciones que puedan repercutir en la calidad del suelo, puesto que al final del cultivo se encuentra un suelo similar al inicial (antes de las aplicaciones de materia orgánica). Esto sugiere que no existe una degradación del suelo con la aplicación de materia orgánica.

Muchos compostajes vegetales tienen elevadas CE. Los efectos del aporte excesivo de sales al suelo, debido a enmiendas orgánicas, tienen carácter acumulativo si las sales son poco solubles o el suelo tiene drenaje deficiente (Moreno y Moral, 2008), si en las materias orgánicas que hemos utilizado los valores de CE hubiesen sido elevados el suelo ha sido capaz de equilibrarlos.

La conductividad eléctrica del agua de riego CE_a empleada tiene un valor de $1,938 \text{ dSm}^{-1}$. En la zona tomatera de Almería, El Alquíán - La Cañada, con aguas de salinidad media - alta y niveles de CE_a que oscilan entre $2.0\text{-}5.0 \text{ dSm}^{-1}$, se encuentran en algunos casos por encima de la salinidad umbral del tomate, estimada en 3 dSm^{-1} . La CE_{es} oscilará, para aguas de CE_a de 3.0 dSm^{-1} , entre $3.5\text{-}4 \text{ dSm}^{-1}$. Este valor se considera normal y sin problema para éste cultivo. En producción y con una demanda de agua para la planta menor, debido al descenso de la temperatura, se mantendrán niveles de CE_{es} de $4.5\text{-}5.0 \text{ dSm}^{-1}$ (Casas y Casas, 1999).

Steiner (1973) y Resh (1991) observaron que las plantas toleran una mayor CE en invierno que en verano. Cuando la CE es elevada, la extracción de nitratos por parte de las plantas de tomate disminuye, debido a la interacción $\text{NO}_3^-/\text{Cl}^-$ (Cuartero y Fernández-Muñoz, 1999).

Tabla 16. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre la Conductividad Eléctrica, valores (media \pm desviación estándar) expresados en dSm^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD).

CE es (dSm^{-1})					
		M1 (Antes)		M2 (Después)	
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización	
T_0 =Testigo	$3,81\pm 1,12$	$3,91\pm 0,55$	$4,16\pm 0,51$	$4,71\pm 1,04$	
T_1 =Biofence $0,3 \text{ Kg m}^{-2}$	$3,86\pm 0,86$	$5,08\pm 1,79$	$4,01\pm 1,33$	$6,47\pm 1,61$	
T_2 =Brassicac $0,8 \text{ Kg m}^{-2}$	$3,45\pm 1,12$	$4,57\pm 1,57$	$3,68\pm 1,22$	$5,70\pm 1,06$	
<i>p</i> -valor	0,8734	0,394	0,8331	0,5961	
		M3 (64 D.D.T)		M4 (92 D.D.T)	
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización	
T_0 =Testigo	$4,06\pm 0,45$	$4,68\pm 0,47$	$4,99\pm 1,19$	$5,41\pm 0,92$	
T_1 =Biofence $0,3 \text{ Kg m}^{-2}$	$4,43\pm 0,63$	$5,47\pm 0,52$	$4,72\pm 0,36$	$5,57\pm 0,64$	
T_2 =Brassicac $0,8 \text{ Kg m}^{-2}$	$4,95\pm 0,47$	$5,86\pm 0,47$	$4,74\pm 0,48$	$6,30\pm 0,61$	
<i>p</i> -valor	0,3297	0,2589	0,8932	0,9153	
		M5 (124 D.D.T)		M6 (153 D.D.T)	
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización	
T_0 =Testigo	$4,77\pm 2,06$	$4,91\pm 0,49$	$4,86\pm 0,73$	$5,50\pm 1,30$	
T_1 =Biofence $0,3 \text{ Kg m}^{-2}$	$5,58\pm 0,89$	$5,87\pm 1,13$	$5,19\pm 0,55$	$4,75\pm 0,31$	
T_2 =Brassicac $0,8 \text{ Kg m}^{-2}$	$4,08\pm 1,63$	$5,79\pm 0,56$	$5,15\pm 0,91$	$6,04\pm 0,66$	
<i>p</i> -valor	0,3979	0,4516	0,7911	0,7977	
		M7 (168 D.D.T)			
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización			
T_0 =Testigo	$5,34\pm 0,58$	$5,78\pm 0,50$			
T_1 =Biofence $0,3 \text{ Kg m}^{-2}$	$5,27\pm 1,00$	$5,12\pm 1,06$			
T_2 =Brassicac $0,8 \text{ Kg m}^{-2}$	$4,76\pm 1,04$	$5,42\pm 1,37$			
<i>p</i> -valor	0,6536	0,3461			

Tabla 17. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre la Conductividad Eléctrica, valores (media \pm desviación estándar) expresados en dSm^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD).

	CE es (dSm^{-1})					
	T_0 =Testigo		T_1 =Biofence 0,3 Kg m^{-2}		T_2 =Brassicas 0,8 Kg m^{-2}	
	Biofu- migación	Bioso- larización	Biofu- migación	Bioso- larización	Biofu- migación	Bioso- larización
M1 (Antes)	3,81 \pm 1,12	3,91 \pm 0,55c	3,86 \pm 0,86	5,08 \pm 1,79	3,45 \pm 1,12c	4,57 \pm 1,57
M2 (Después)	4,16 \pm 0,51	4,71 \pm 1,04cba	4,01 \pm 1,33	6,47 \pm 1,61	3,68 \pm 1,22cb	5,70 \pm 1,06
M3 (64 D.D.T)	4,06 \pm 0,45	4,68 \pm 0,47cb	4,43 \pm 0,63	5,47 \pm 0,52	4,95 \pm 0,47cba	5,86 \pm 0,47
M4 (92 D.D.T)	4,99 \pm 1,19	5,41 \pm 0,92ba	4,72 \pm 0,36	5,57 \pm 0,64	4,74 \pm 0,48cba	6,30 \pm 0,61
M5 (124 D.D.T)	4,77 \pm 2,06	4,91 \pm 0,49cba	5,58 \pm 0,89	5,87 \pm 1,13	4,08 \pm 1,63a	5,79 \pm 0,56
M6 (153 D.D.T)	4,86 \pm 0,73	5,50 \pm 1,30ba	5,19 \pm 0,55	4,75 \pm 0,31	5,15 \pm 0,91ba	6,04 \pm 0,66
M7 (168 D.D.T)	5,34 \pm 0,58	5,78 \pm 0,50a	5,27 \pm 1,00	5,12 \pm 1,06	4,76 \pm 1,04a	5,42 \pm 1,37
p-valor	0,4006	0,0336	0,0673	0,2849	0,0115	0,3860

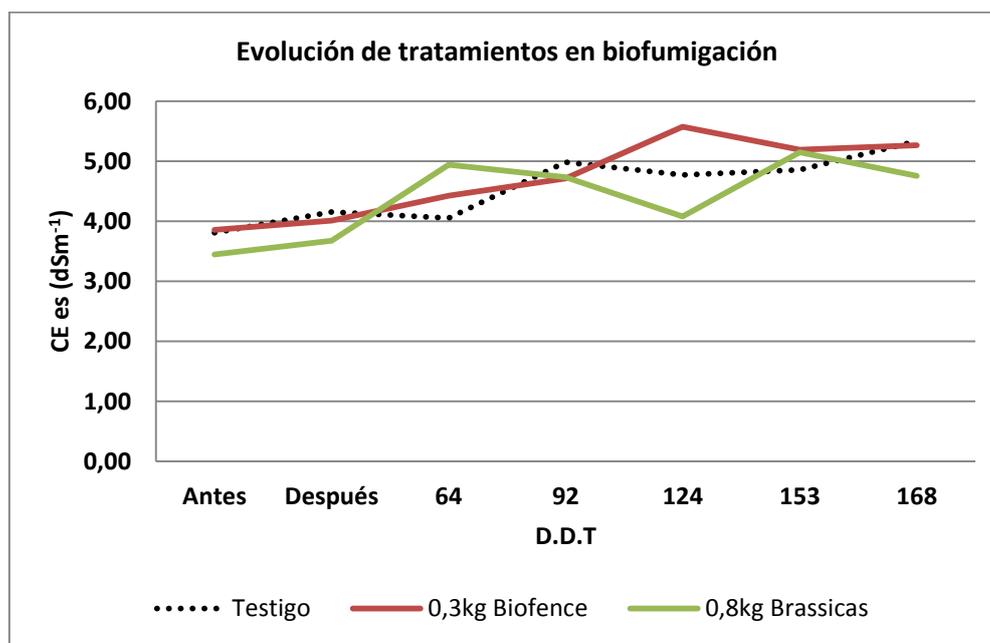


Figura 41. Conductividad eléctrica, según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación, expresada en dSm^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo biofumigación: testigo sin materia orgánica.

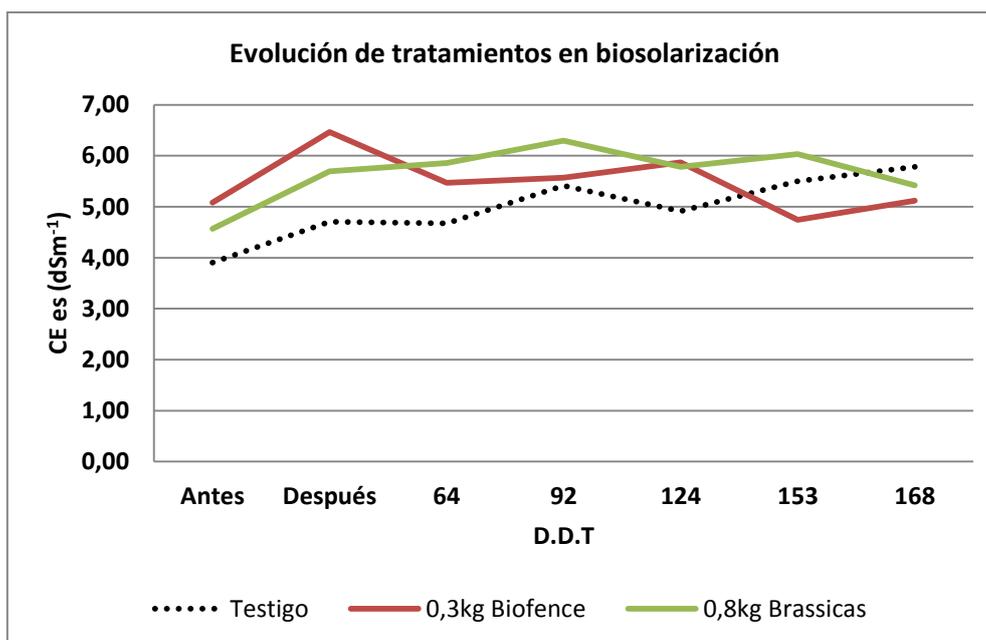


Figura 42. Conductividad eléctrica según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biosolarización, expresada en dSm^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo biosolarización: testigo sin materia orgánica + solarización.

4.2.2 Variación en valores de Conductividad eléctrica entre desinfecciones

La **tabla 18** muestra los valores de Conductividad Eléctrica obtenidas antes, después y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T) en función de las diferentes desinfecciones (Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización; con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización.

4.2.2.1 Antes de las aplicaciones de materia orgánica (M1)

Las muestras de suelo analizadas, no muestran diferencias significativas entre desinfecciones (p -valor $> 0,05$) con valores de CE_{es} comprendidos entre $3,65$ - $4,83 \text{ dSm}^{-1}$, presentando así, los valores más bajos durante toda la secuencia de cultivo. Valores umbral de CE en el extracto saturado para el cultivo del tomate, con producción estimada del 100%, es de $2,5 \text{ dSm}^{-1}$, según Ayers y Westcost (1987), reduciendo el rendimiento de la producción progresivamente a CE_{es} superiores

4.2.2.2 Después de las aplicaciones de materia orgánica (M2), M3 y M4

Las muestras de suelo analizadas, muestran diferencias significativas entre desinfecciones, (p -valor $< 0,05$) presentando valores superiores de CE_{es} en el caso de biosolarización con respecto al resto, sin embargo las diferencias son muy poco apreciables.

Observamos que el tipo de desinfección que alcanza valores más elevados de CE_{es} es la Biosolarización, de manera más apreciable justo tras las desinfecciones en M2 (Figura 43), esto puede ser debido a una mayor concentración de sales en los primeros 0-30 cm del suelo, debido a que en este tipo de desinfección solo existe un riego inicial durante la desinfección con lo que se minimizan la reducción de sales por lavado.

Para todas las desinfecciones los valores de CE_{es} muestran niveles superiores después de las aplicaciones de materia orgánica, razón que puede ser debida a que algunos de los compuestos resultantes de la descomposición de la materia orgánica son sales, como nitratos y sulfatos.

4.2.2.3 Resto de ciclo de cultivo, (M5, M6, M7)

Las muestras de suelo analizadas, no muestran diferencias significativas entre desinfecciones (p -valor $> 0,05$), los valores de CE_{es} , tienden a igualarse conforme avanza el cultivo, llegando a ser muy similares al final.

Estos resultados sugieren por tanto, que las variaciones de CE no repercuten en la calidad del suelo estudiado.

Tabla 18. Efecto de distintas desinfecciones sobre la Conductividad eléctrica, valores (media \pm desviación estándar) expresados en dSm^{-1} antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización: con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización. Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD).

Desinfecciones	CE es (dSm^{-1})						
	M1 (Antes)	M2 (Después)	M3 (64 D.D.T)	M4 (92 D.D.T)	M5 (124 D.D.T)	M6 (153 D.D.T)	M7 (168 D.D.T)
Testigo (T_0)	3,81 \pm 1,12	4,16 \pm 0,51b	4,51 \pm 0,45b	4,99 \pm 1,19b	4,77 \pm 2,06	4,86 \pm 0,73	5,34 \pm 0,58
Solarización (T_0p)	3,91 \pm 0,55	4,71 \pm 1,04b	4,68 \pm 0,47b	5,41 \pm 0,92ba	4,91 \pm 0,49	5,50 \pm 1,30	5,78 \pm 0,50
Biofumigación (T_1+T_2)	3,65 \pm 0,95	3,84 \pm 1,19b	4,69 \pm 0,58b	4,73 \pm 0,39b	4,83 \pm 1,46	5,17 \pm 0,70	5,01 \pm 0,97
Biosolarización (T_1p+T_2p)	4,83 \pm 1,58	6,08 \pm 1,33a	5,66 \pm 0,50a	5,93 \pm 0,70a	5,83 \pm 0,83	5,39 \pm 0,84	5,27 \pm 1,30
p -valor	0,2124	0,0058	0,0005	0,0225	0,3415	0,6948	0,5976

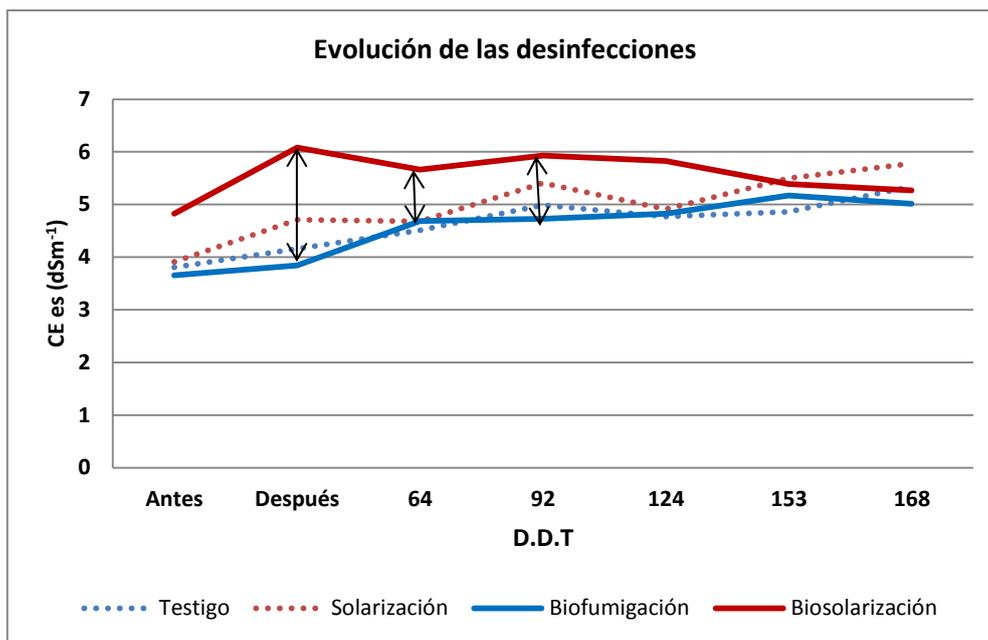


Figura 43. Conductividad eléctrica según distintas desinfecciones expresada en dSm^{-1} , antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización: con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización.

4.3 Variación en valores de pH

4.3.1 Variación en valores de pH entre tratamientos

Las **tablas 19 y 20** muestran los valores de pH obtenidos antes y después de los tratamientos de biodesinfección y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en fechas después de trasplante (D.D.T.), en función de las distintas materias orgánicas empleadas y aplicadas mediante biofumigación y biosolarización.

Esta propiedad del suelo no ha mostrado mucha variabilidad a lo largo del cultivo en las que se ha realizado su medición. Se ha mantenido en un intervalo de 6,99-8,62, (Tabla 19 y 20), no mostrando diferencias significativas entre tratamientos, ni entre desinfecciones (p -valor > 0,05), resultados que sugieren que la incorporación de las materias orgánicas al suelo no afectan de forma significativa a las variaciones de pH.

Antes, después de las desinfecciones y en los muestreos M3, M4 y M5, los valores de pH se mantuvieron en un intervalo de 6,99-8,03 para las diferentes desinfecciones y para todos los tratamientos, considerándose valores adecuados para este cultivo. Según Porta *et al.*, (2003), el tomate debe cultivarse en suelos con pH óptimos entre 6,0-6,7, pero tolera y rinde satisfactoriamente en suelos con pH entre 6,0-8,2. Según Maraños *et al.*, (1998), el intervalo del valor de pH más adecuado para el cultivo del tomate es de 5,5-7,0. En suelos neutros o básicos, la adicción de compost no provoca cambios apreciables de pH aunque es

previsible que contribuya a la mejora del poder amortiguador del suelo (Moreno y Moral, 2008). Que el suelo se comporte como un sistema amortiguador (medio de lenta variación en sus valores de pH) es un factor de estabilidad para la actividad microbiana y para la nutrición de las plantas (Moreno y Moral, 2008).

En los muestreos M6 y M7 los valores de pH aumentan ligeramente para las diferentes desinfecciones y para todos los tratamientos y están comprendidos en un intervalo de 8,26-8,62, considerándose valores elevados para este cultivo. Según Tello *et al.*, (2010) después de la biofumigación el pH en suelo calcáreos (pH>8) disminuye ligeramente al final del cultivo.

Según Porta *et al.*, (1994) con un pH medianamente básico 7,4-7,8 empiezan las dificultades para absorber nitratos. Los límites de pH entre los que la nitrificación tiene lugar se sitúan entre 5´5 y 8, con un óptimo entre 6´9 y 7´5. A medida que aumenta la acidez del suelo, la nitrificación se debilita debido a la sensibilidad de los organismos nitrificantes a bajo pH (Simón y Navarro, 2000).

Tabla 19. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre valores de pH, (media ± desviación estándar), antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD).

pH es				
	M1 (Antes)		M2 (Después)	
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización
T ₀ =Testigo	7,16±0,30	7,45±0,22	7,16±0,06	7,42±0,26
T ₁ =Biofence 0,3 Kg m ⁻²	7,65±0,38	7,55±0,26	7,56±0,38	7,50±0,36
T ₂ =Brassicas 0,8 Kg m ⁻²	7,64±0,28	7,38±0,38	7,23±0,11	7,49±0,40
p-valor	0,1724	0,7692	0,1064	0,9428
	M3 (64 D.D.T)		M4 (92 D.D.T)	
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización
T ₀ =Testigo	7,10±0,20	7,12±0,38	7,09±0,26	7,38±0,28
T ₁ =Biofence 0,3 Kg m ⁻²	7,04±0,10	7,11±0,24	7,30±0,36	7,00±0,31
T ₂ =Brassicas 0,8 Kg m ⁻²	7,20±0,15	7,27±0,16	7,25±0,41	6,99±0,26
p-valor	0,2284	0,7402	0,7238	0,0938
	M5 (124 D.D.T)		M6 (153 D.D.T)	
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización
T ₀ =Testigo	7,45±0,61	7,62±0,17	8,39±0,26	8,36±0,19
T ₁ =Biofence 0,3 Kg m ⁻²	8,03±0,29	7,41±0,29	8,46±0,22	8,26±0,20
T ₂ =Brassicas 0,8 Kg m ⁻²	7,46±0,62	7,35±0,37	8,47±0,19	8,52±0,10
p-valor	0,3137	0,4981	0,6514	0,0604
	M7 (168 D.D.T)			
Tratamientos	Biofumigación	Biosolarización		
T ₀ =Testigo	8,41±0,10	8,35±0,20		
T ₁ =Biofence 0,3Kg m ⁻²	8,47±0,10	8,41±0,20		
T ₂ =Brassicas 0,8 Kg m ⁻²	8,62±0,07	8,46±0,07		
p-valor	0,0602	0,7205		

Tabla 20. Efecto de distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación y biosolarización sobre valores de pH, (media \pm desviación estándar), antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD).

	pH					
	T ₀ =Testigo		T ₁ =Biofence 0,3 Kg m ⁻²		T ₂ =Brassicas 0,8 Kg m ⁻²	
	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización	Biofumigación	Biosolarización
M1 (Antes)	7,16 \pm 0,30b	7,45 \pm 0,22cb	7,65 \pm 0,38cb	7,55 \pm 0,26b	7,64 \pm 0,28b	7,38 \pm 0,38cb
M2 (Después)	7,16 \pm 0,06b	7,42 \pm 0,26cb	7,56 \pm 0,38c	7,50 \pm 0,36cb	7,23 \pm 0,11b	7,49 \pm 0,40b
M3 (64 D.D.T)	7,10 \pm 0,20b	7,12 \pm 0,38c	7,04 \pm 0,10d	7,11 \pm 0,24dc	7,20 \pm 0,15b	7,27 \pm 0,16cb
M4 (92 D.D.T)	7,09 \pm 0,26b	7,38 \pm 0,28cb	7,30 \pm 0,36dc	7,00 \pm 0,31d	7,25 \pm 0,41b	6,99 \pm 0,26c
M5 (124 D.D.T)	7,45 \pm 0,61b	7,62 \pm 0,17b	8,03 \pm 0,29b	7,41 \pm 0,29cb	7,46 \pm 0,62b	7,35 \pm 0,37cb
M6 (153 D.D.T)	8,39 \pm 0,26a	8,36 \pm 0,19a	8,46 \pm 0,22a	8,26 \pm 0,20a	8,47 \pm 0,19a	8,52 \pm 0,10a
M7 (168 D.D.T)	8,41 \pm 0,10a	8,35 \pm 0,20a	8,47 \pm 0,10a	8,41 \pm 0,20a	8,62 \pm 0,07a	8,46 \pm 0,07a
p-valor	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000

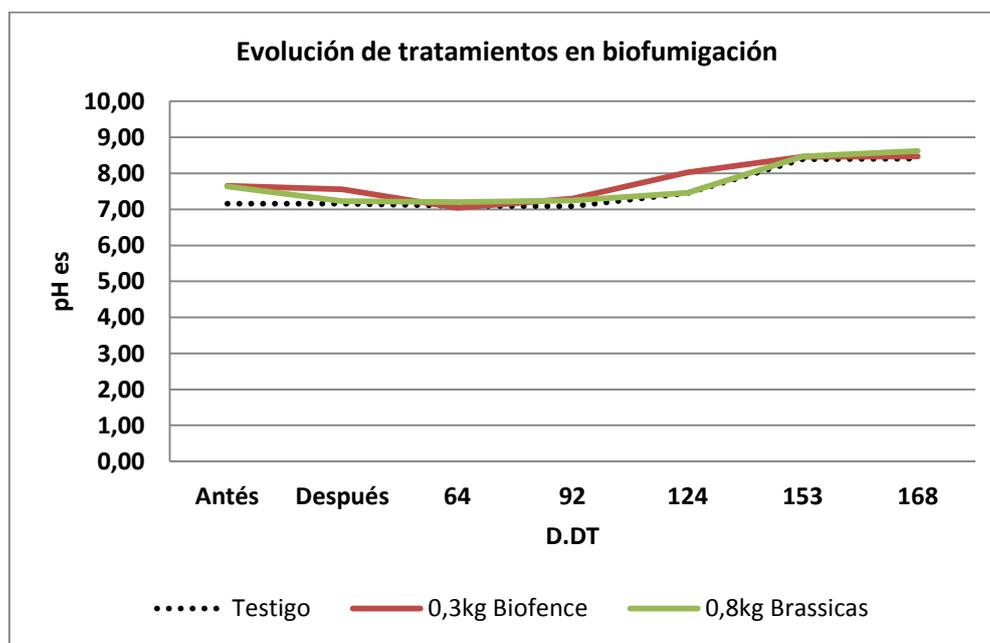


Figura 44. Valores de pH según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biofumigación, antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo biofumigación: testigo sin materia orgánica

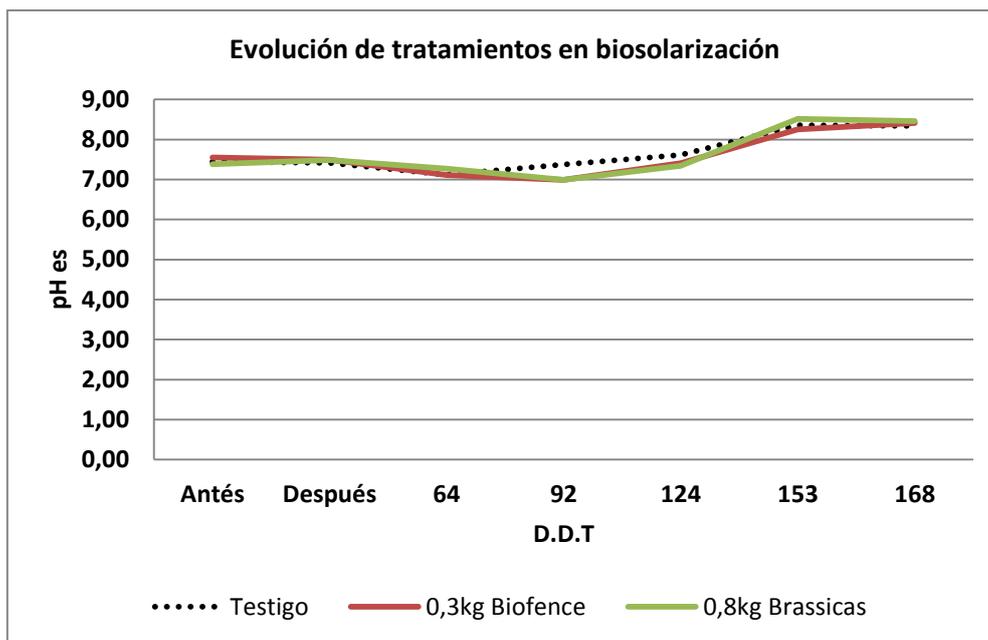


Figura 45. Valores de pH según distintas materias orgánicas aplicadas mediante biosolarización, antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en fechas después de trasplante (D.D.T). Testigo biosolarización: testigo sin materia orgánica + solarización.

4.3.2 Variación en valores de pH entre desinfecciones

La **tabla 21** muestra los valores pH obtenidos antes, después y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T) en función de las diferentes desinfecciones (Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización; con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización).

Las muestras de suelo analizadas no muestran diferencias significativas entre desinfecciones (p -valor $> 0,05$), apenas varían durante toda la secuencia de cultivo. Antes, después de las desinfecciones y hasta M5 los valores de pH experimentan pocas variaciones prácticamente inapreciables entre un intervalo 6,99-7,74, sin embargo se observa un leve incremento a partir de M6 hasta el final de cultivo, con valores comprendidos entre 8,36-8,55 (Figura 46).

Estos resultados sugieren que no existe modificación significativa del pH en el perfil de suelo estudiado (0-30 cm).

Tabla 21. Efecto de distintas desinfecciones sobre valores de pH, (media \pm desviación estándar), antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en fechas después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización: con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización. Diferentes letras denotan diferencia estadística al 95% de confianza para el Test de diferencias honestamente significativas de Tukey (HSD).

Desinfecciones	pH es						
	M1 (Antes)	M2 (Después)	M3 (64 D.D.T)	M4 (92 D.D.T)	M5 (124 D.D.T)	M6 (153 D.D.T)	M7 (168 D.D.T)
Testigo (T ₀)	7,16 \pm 0,30	7,16 \pm 0,06	7,10 \pm 0,20	7,09 \pm 0,26	7,45 \pm 0,61	8,39 \pm 0,26	8,41 \pm 0,10
Solarización (T _{0p})	7,45 \pm 0,22	7,42 \pm 0,26	7,12 \pm 0,38	7,38 \pm 0,28	7,62 \pm 0,17	8,36 \pm 0,19	8,35 \pm 0,20
Biofumigación (T ₁ +T ₂)	7,64 \pm 0,31	7,39 \pm 0,31	7,12 \pm 0,14	7,27 \pm 0,36	7,74 \pm 0,54	8,46 \pm 0,19	8,55 \pm 0,11
Biosolarización (T _{1p} +T _{2p})	7,46 \pm 0,32	7,49 \pm 0,35	7,19 \pm 0,21	6,99 \pm 0,27	7,38 \pm 0,31	8,39 \pm 0,20	8,44 \pm 0,14
p-valor	0,1294	0,4148	0,8987	0,144	0,4472	0,7699	0,1536

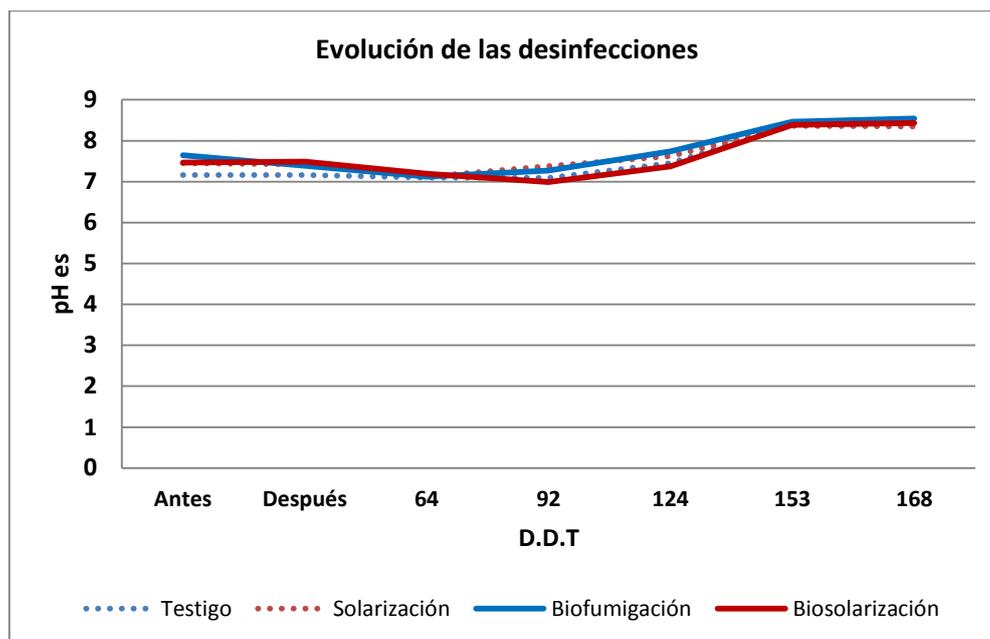


Figura 46. Valores de pH según distintas desinfecciones, antes, después de realizar las desinfecciones y durante todo el ciclo de cultivo: 64, 92, 124, 153, 168 en días después de trasplante (D.D.T). Testigo: testigo sin materia orgánica; Solarización: testigo sin materia orgánica + solarización; Biofumigación: con materia orgánica (biofence + brassicas); Biosolarización: con materia orgánica (biofence + brassicas) + solarización.

5 Conclusiones

5 CONCLUSIONES

La normativa actual indica que no se puede superar en el caso de fertilizantes orgánicos la cantidad de 170 kg N/ ha y año, sin embargo la aplicación de una mayor cantidad de nitrógeno aportada al suelo de forma general, no implica necesariamente una mayor concentración de nitratos en los primeros 0-30 cm del suelo. Las diferentes enmiendas orgánicas utilizadas, así como el tipo de desinfección con el que se realice su aplicación son factores determinantes en la concentración de nitratos existente en el suelo, durante las desinfecciones, en la etapa pretrasplante y primeras semanas del cultivo. La movilidad de los nitratos no ha sido acumulativa en el perfil del suelo estudiado (0-30 cm), ni cuándo se ha compostado con biofumigación ni con solarización. Tampoco se ha observado acumulación de nitratos por el volumen de agua utilizada en ambas desinfecciones. Es evidente que mediante ambos procedimientos, la acumulación de nitratos en el suelo no ha tenido ningún efecto negativo.

Los valores de pH y Conductividad eléctrica del suelo no mostraron variaciones que pudieran repercutir en la calidad del suelo, puesto que al final del cultivo se encontró un suelo similar al inicial (antes de las aplicaciones de materia orgánica), y por tanto estas variaciones no tienen influencia en la producción. Esto sugiere que no existe una degradación del suelo con la aplicación de materia orgánica y que el suelo se comporta como un sistema amortiguador.

6 Bibliografía

6 BIBLIOGRAFÍA

- Allison, F.E., (1973).** *Soil organic matter and its role in crop production*. Devel. In Soil Sci. 3. Elsevier, Amsterdam. In: Lawrence, J., Yakovchenco, V., Cambardella, C., Doran, J., (1994). Assessing soil quality by testing organic matter. Soil Science Society of America. Journal 5: 41-48.
- Angus J.F., P.A. Gardner., J.A. Kirkegaard., J.M. Desmarchelier., (1994).** *Biofumigation: Isothiocyanates released from Brassica roots inhibit growth of the take-all fungus*. Plant and Soil 162, 107-112.
- Antón A. y Lizaso J., (2003).** *Nitritos, nitratos y nitrosaminas*. En: Fundisa. Artículos de divulgación.
- Ayers, R.S y Wescott, D.W., (1976).** *Laboratory studies on salt distribution in furrow irrigated soil with special reference to the pre-emergence period*. Soil Sci., 83:249-263. En porta pg 772
- Barres M.T., Bello A., Jordá C., Tello J.C., (2006).** *La Eliminación del Bromuro de Metilo en la Protección de Cultivos como Modelo Mundial para la Conservación del Medio Ambiente*. MAPA, Madrid, 515 pp.
- Basallote, M. J., Bejarano, J., Blanco, M. A., Jiménez-Díaz, R. M., Melero, J.M., (1994).** *La solarización del suelo: una estrategia para controlar enfermedades causadas por organismos de suelo y reducir las alternativas de cultivo*. Investigación Agraria: Fuera de serie, 2: 207-212.
- Batjes, N.H., (1996).** *Total carbon and nitrogen in soils of the world*. European Journal of Soil Science 47, 151-163.
- Bello, A., López-Pérez, J.A., Diaz-Viruliche, L., (2002).** *Biofumigación y solarización como alternativa al bromuro de metilo*. In: J.Z. Castellanos, F. Guerra (Eds). Memoria del Simposio Internacional de la Fresa, Zamora 2000, INCAPA, México, 24-50.
- Bello, A, López Pérez J.A, A.García Álvarez., (2003).** *Biofumigación en Agricultura Extensiva de Regadío*. Coed. Fundación Ruralcaja Alicante y Ediciones Mundi-prensa. 670 pp.
- Blok, W.J., Lamers, J.G., Termorshuizen, A.J., Bollen, G.T., (2000).** *Control of soil-borne plant pathogens by incorporating fresh organic amendments followed by tarping*. Phytopathology 90, 253-259.
- BOE, (1996).** **Real Decreto 261/1996**, de 16 de febrero, sobre medidas para la protección de las aguas contra la contaminación producida por nitratos procedentes de fuentes agrarias. Boletín Oficial del Estado nº61 de 11/03/1996: 9734-9737.
- BOE, (2001).** **Real Decreto Legislativo 1/2001**, de 20 de julio, por el que se aprueba el texto refundido de la ley de aguas. Boletín oficial del estado nº: 176 de 24/07/2001: 26791-26817.

- BOE, (2007). Real Decreto-Ley 4/2007**, de 13 de abril, por el que se modifica el texto refundido de la Ley de Aguas aprobado por el Real Decreto Legislativo 1/2001, de 20 de julio. Boletín Oficial del Estado nº90 de 14/04/2007: 16450-16451.
- BOJA, (1999). Decreto 261/1998**, de 15 de diciembre, por el que se designan las zonas vulnerables a la contaminación por nitratos procedentes de fuentes agrarias en la Comunidad Autónoma de Andalucía. Boletín Oficial de la Comunidad Autónoma de Andalucía nº5 de 12/01/1999: 405-407.
- BOJA, (2001). Orden de 27 de junio de 2001**, conjunta de las Consejería de Medio Ambiente y de Agricultura y Pesca, por la que se aprueba el Programa de Actuación aplicable en las zonas vulnerables a la contaminación por nitratos procedentes de fuentes agrarias designadas en Andalucía. Boletín Oficial de la Comunidad Autónoma de Andalucía nº75 de 03/07/2001: 11513-11319.
- BOJA, (2008a). Decreto 36/2008**, de 5 de febrero, por el que se designan las zonas vulnerables y se establecen medidas contra la contaminación por nitratos de origen agrario. Boletín Oficial de la Comunidad Autónoma de Andalucía nº36 de 20/02/2008: 5-15.
- BOJA, (2008b). Orden de 18 de noviembre de 2008**, de la Consejería de Agricultura y Pesca, por la que se aprueba el Programa de Actuación aplicable en las zonas vulnerables a la contaminación por nitratos procedentes de fuentes agrarias designadas en Andalucía. Boletín Oficial de la Comunidad Autónoma de Andalucía nº4 de 08/01/2009: 39-45.
- BOJA, (2008c). Orden de 16 de mayo de 2008**, de la Consejería de Agricultura y Pesca, por la que se modifica la Orden de 5 de junio de 2007, por la que se desarrollan los requisitos de aplicación de la condicionalidad en relación con las ayudas directas en el marco de la política agrícola común. Boletín Oficial de la Comunidad Autónoma de Andalucía nº104 de 27/05/2008: 41-53.
- BOJA, (2009). Orden de 7 de julio de 2009**, conjunta de las Consejerías de Agricultura y Pesca y Medio Ambiente, por la que se aprueba la modificación de las zonas vulnerables designadas mediante Decreto 36/2008, de 5 de febrero, por el que se designan las zonas vulnerables y se establecen medidas contra la contaminación por nitratos de origen agrario. Boletín Oficial de la Comunidad Autónoma de Andalucía nº157 de 07/07/2009: 48-51.
- Bolan, N.S., Hedley, M.J., White, R.E., (1991).** *Processes of soil acidification during nitrogen cycling with emphasis on legume based pastured.* Plant and soil, 134, 53-63.
- Baldock, J.A y Nelson, P.N., (2000).** *Soil Organic Matter.* In M.E: Summer: Handbook of Soil Science. CRC Press: B-25-B-84. Boca Ratón, Fl.
- Bonanomi, G., Antignani, V., Pane, C., Scala, F., (2007).** *Suppression of soilborne fungal diseases with organic amendments.* J. Plant Pathol. 89 (3), 311-324.

- Burkart, M. R. y Stoner, J. D., (2001).** *Nitrogen in Groundwater Associated with Agricultural Systems*. En: R.F. Follet y J.L. Hatfield (Eds). *Nitrogen in the Environment: Sources, Problems and Management*. Elsevier Science, Amsterdam, The Netherlands. 123-145.
- Cajamar., (2004).** *El modelo económico en Almería basado en la agricultura intensiva*. (Ed) Caja Rural Intermediterránea. Cajamar Pg 4. En: <http://www.fundaciontecnova.com/upload/modelo%20agricola%20almeriense.pdf>
- Cajamar., (2012).** *Análisis de la campaña hortofrutícola de Almería. Campaña 2011-2012*. Informes y monografías (Ed) Fundación Cajamar. En: <http://www.publicacionescajamar.es/pdf/series-tematicas/informes-coyuntura-analisis-de-campana/analisis-de-la-campana-hortofruticola.pdf>
- Camacho, F., (2004).** *Cultivos intensivos en la Provincia Almeriense*. Equipo de Ciencias Naturales "Los Filabres". Almería, España.
- Camacho, F., (Coord) et al., (2003).** *Técnicas de producción en cultivos protegidos*. Tomo 1. (Ed) Ediciones Agrotécnicas S.L. Cajamar, Almería. 111.
- Cameron, K.C y Haynes, R.J., (1986).** *Retention and movement of nitrógeno in soils*. En: R.J Haynes (Ed). *Mineral nitrogen in the plant-soil-system*. Academic Press, INC., Canterbury, United Kingdom.166-241.
- Candela, I. y Ramos, C., (1992).** *Nutrient losses from agricultura in Spain*. En: P. Costigan (Ed). *Nutrient losses from agricultura*. EURAGRI, The Hauge, The Netherlands. 111-123.
- Carter, D.L., (1981).** *Salinity and plant productivity*. Chemical Rubber Co., Handbook Series in Nutrition and Food. En porta pg 773
- Casas Castro, A., Casas Barba, E., (1999).** *Análisis agua-suelo-planta y su aplicación en la nutrición de cultivos hortícolas en la zona peninsular*. Ed Caja Rural de Almería.
- CE, (2000).** **Directiva 2000/60/CE** del Parlamento Europeo y del Consejo, de 23 de octubre, por la que se establece un marco comunitario de actuación en el ámbito de la política de aguas. Diario Oficial de la Comunidad Europea nº327 de 22/12/2000: 275-346.
- CEE, (1991).** **Directiva 91/676/CEE** del Consejo, de 12 de diciembre, relativa a la protección de aguas contra la contaminación producida por nitratos utilizados en la agricultura. Diario Oficial de la Comunidad Europea nº L375 de 31/12/1991: 1-8.
- Cenis, J.L., Fuchs, P., (1988).** *Efecto comparado de la solarización y el metam sodio en un cultivo de pimiento en invernadero*. ITEA, 75: 21-38.
- Céspedes, A.J., García, M.C., Pérez, J.J., Cuadrado, I.A., (2009).** *Caracterización de la explotación hortícola protegida de Almería*. Ed. FIAPA; Fundación Cajamar. Almería.
- Chadwick, D.R., John, F., Pain, B.F., Chambers, B.J., Williams, J.C., (2000).** *Plant uptake of nitrogen from the organic nitrogen fraction of animal manures: a laboratory experiment*. J. Agri. Sci., Cambridge 134,159-168. In: Griffin, T., He, Z., Honeycutt,

- C., (2005). Manure composition affects net transformation of nitrogen from dairy manures. *Plant and soil* 273: 29-38.
- Cook, R.J., Barker, K.R., (1983).** *The nature and Practice of Biological Control of Plant Pathogens*. St. Paul American Phytopathological Society, 539 pp.
- Cuartero, J., Fernández-Muñoz. R., (1999).** *Tomato and Salinity*. *Scientia Horticulturae* 78: 83-125.
- D´Addabbo T., (1995).** *The nematicidal effect of organic amendments: a review of literature, 1982-1994*. *Nematol. mediterr.* 23, 299-305.
- De Neve, S., Hartmann, R., Hofman, G., (2003).** *Temperature effects on N mineralization: changes in soil solution composition and determination of temperature coefficients by TDR*. *European J of Soil Sci* 54: 49-61.
- Diáñez, F., Criado, J., Santos Hernández, M., de Cara, M., Martínez, R., Segura, I., García Gámez, A., Chebaani, M., Bello, A., Avilés, M., Tello, J.C., (2003).** *Control of Phytophthora capsiciby biofumigation*. IOBC WPRS Bulletin. Colloque International Lutte Intégrée Cultures Protégées Climat Méditerranéen. Agadir, Marruecos, 150-151.
- Díaz, T., Espí, E., Fontecha, A., Jiménez, J.C., López, J. y Salmerón, A., (2001).** *Los filmes plásticos en la producción agrícola*. Ed. Mundi-prensa. Madrid. España.
- Díez-Rojo, MA., (2006).** *Fundamentos Fitotécnicos para la Aplicación de Subproductos Agrarios en la Mejora de Suelos Cultivados*. Trabajo Experimental Fin de Carrera. E.T.S.I. Agrónomos, Universidad Politécnica de Madrid, Madrid, 251 pp.
- Dommergues, Y.R., Belser, L.w., Schmidt, E.L., (1978).** *Limiting factors for microbial growth and activity in soils*. In: *Advances in microbial ecology, Volume 2* (ed. M. Alexander), pp. 49-104. Plenum Press, New York.
- EFSA., (2008).** European Food Safety Authority. *Factors influencing the concentration of nitrate in plants*. *The EFSA Journal*, 689: 1-79.
- Eno C. F., W. G. Blue, J. M. Jr. Good., (1955).** *The effect of anhydrous ammonia on nematodes, fungi, bacteria, and nitrification in some Florida soils*. *Proc. Soil Science Society of America* 19, 55-58.
- Fan, X.L., Zhang, J.P. y Wu, P., (2002).** *Water and nitrogen use efficiency of lowland rice in ground covering rice production system in south China*. *Journal of Plant Nutrition*, 25(9): 1855 -1862.
- Fassbender, Hans W y Bornemisza Elemer., (1987).** *Química de suelos con énfasis en suelos de América Latina*. San José, Costa Rica. 2
- Fernández Rodríguez, E.J. y Camacho Ferre, F., (2007).** *Manual práctico de fertirrigación en riego por goteo*. Ediciones Agrotécnicas S.L. Madrid.
- Fernández, M., Baeza, R., Cánovas, G., Martín, E., (2010).** Protocolo de actuación para disminuir la contaminación por nitratos en cultivo de pimiento y tomate bajo abrigo.

- Consejería de Agricultura y Pesca, Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera. 1-18 p.
- Fletcher, D. A., (1991).** *A National Perspective*: 9-17. En: R. F. Follet, D.R. Keeney Y R.M. Cruse (Eds). *Managing Nitrogen for Grounwater Quality and Farm Profitability*. Soil Science Society of America, Madison, WI, USA.
- FIAPA., (2006).** *Contaminación por nitratos de origen agrario*. Revisión legislativa. Fundación para la investigación Agraria de la Provincia de Almería.
- Follet, J. R y Follet, R.F., (2001).** *Utilization and Metabolism of Nitrogen by Humans*: 65-92. En: R.F Follet y J.L Hatfield (Eds). *Nitrogen in the Environment: Sources, Problems and Management*. Elsevier Science, Amsterdam, The Netherlands.
- Franzluebbers, A.J., (2002).** *Soil organic matter stratification ratio as an indicator of soil quality*. *Soil Tillage Res.* 66:95-106.
- Gamliel A., J. J. Stapleton., (1993).** *Characterization of antifungal volatile compounds evolved from solarized soil amended with cabbage residues*. *Phytopathology* 83, 99-105.
- Gamliel, A., Austerweil, M., Kritzman, G., (2000).** *Non-chemical approach to soilborne pest management - Organic amendments*. *Crop Protect.* 19 (8-10), 843-853.
- Gaytán, G., (2005).** *Desarrollo de la agricultura Protegida en España*. (E.T.I.F.A).
- Granados, M^a.R., Thompson, R.B., Fernandez. M^a.R., Gázquez. J.C., Gallardo. M^a.L., Martínez-Gaitán, C., (2007).** *Reducción de la lixiviación de nitratos y manejo mejorado de nitrógeno con sondas de succión en cultivos hortícolas*. Ed. Fundación Cajamar. Almería.
- Granados M^a.R., (2011).** *Lixiviación de nitratos desde cultivo de invernadero en suelo en las condiciones de Almería: magnitud, factores determinantes y desarrollo de un sistema de manejo optimizado*. Tesis doctoral. Universidad de Almería. 311 pp.
- Gregorich, E.G y Carter, M.R., (1997).** *Soil Quality for Crop Production and Ecosystem Health*. Elsevier, 448 pp. Amsterdam.
- Grundmann, G.L., Renault, P., Rosso, L., Bardin, R., (1995).** *Differential effects of soil water content and temperature on nitrification and aeration*. *Soil Science Society of America. Journal* 59: 1342-1349.
- Guerrero, M.M., Ros, C., Barceló, N., Martínez, M. A., Martínez, M.C., Guirao, P., Bielza, P., Lacasa, A., (2004).** *Eficacia de nuevos desinfectantes de suelo de invernaderos de pimiento*. *Actas de Horticultura*, 42: 13-19.
- Hagin J., B. Tucker., (1982).** *Fertilization of Dryland and Irrigated Soils*. *Advances Series in Agricultural Sciences* 12, 188 pp.
- Halbrent, J.M., B. Kroonen-Backer., (1996).** *Cruciferus green manure as an alternative to nematicide: the effect of glucosinolate content*. *Proceeding of the Ninth International*

- Conference on Jojoba and Its Uses and of the Third International Conference on New Industrial Crops and Products. Pennsylvania State University, Pennsylvania, 458-456.
- Hoitink, H.A., (1988).** *Basis for the control of Soilborne plant pathogens with composts.* Ann.Rev.Phytopathol. 24, 93-114.
- Hoitink, H.A., (1997).** *Disease suppressive compost as substitutes for methyl bromide.* International Research Conference on Methyl bromide Alternatives and Emissions Reductions, Nov 3-5 1997, San Diego, California, 1, 1-2.
- Hoitink, H.A., Boehm, M.J., (1999).** *Biocontrol within the context of soil microbial communities: a substrate-dependent phenomenon.* Annu. Rev. Phytopathol. 37:427-446.
- Juarez-Palacios, C., Felix-Gastelum, R., Wakeman, R.J., Paplomatas, E.J. DeVay, J.E. (1991).** *Thermal sensitivity of three species of Phytophthora and the effect of soil solarization on their survival.* Plant Dis. 75:1160-1164.
- Kafkafi, U., (1984).** *Plant nutrition under saline conditions, en: Soil Salinity Under Irrigation.* I. Shainberg y J. Shalhevet. Ed. Springer - Verlag. N.Y.
- Katan, J., (1981).** *Solar heating (solarisation) of soil control of soilborne pests.* Annu. Rev. Phytopathol. 19: 211-236.
- Kelly, J. R., (2001).** *Nitrogen Effects on Coastal Marine Ecosystem.* En R.F. Follet y J.L Hatfield (Eds). Nitrogen in the Environment: Sources, Problems and Management. Elsevier Science, Amsterdam, The Netherlands. 207-251.
- Kirkegaard, J.A., J.F. Angus, P.A. Gardner, H.P. Creswell., (1993a).** *Benefits of brassica break crops in the Southeast wheatbelt.* Proc. 7th Aust. Agron. Cons. Adelaide, 19-24 Sept., 282-285.
- Kirkegaard, J.A., J. Gardner, J.M. Desmarchelier, J.F Angus., (1993b).** *Biofumigation using Brassica species to control pest and diseases in horticulture and agricultura.* In: N. Wrather, R. J. Mailes (Eds). Proc. 9th Australian Research Assembly on Brassicas (Wagga Wagga), 77-82.
- Kirkegaard, J.A., M. Sarwar., (1998).** *Biofumigation potential of Brassicas: I. variation in glucosinolate profiles of diverse field-grown Brassicas.* Plant and Soil 201, 71-89.
- Kononova, M, M., (1982).** *Materia orgánica del suelo. Su naturaleza propiedades y métodos de investigación.* Ediciones Vilassar de mar, Barcelona. 143.
- Koschorreck, M., Darwich, A., (2003).** *Nitrogen dynamics in seasonally flooded soils in the Amazon floodplain.* Wetlands Ecology and Management 11: 317-330.
- Kumar Parida, A., Bhandu Das, A., (2005).** *Salt tolerance and salinity effects on plants: a review.* Ecotoxicology and Environmental Safety, 60: 324-349.

- Lacasa a., p. Guirao, M.M. Guerrero, C. Ros, J.A. López-Pérez, A. Bello, P. Bielza., (1999).** *Alternatives to methyl bromide for sweet pepper cultivation in plastic greenhouses in south east.* 3rd International Workshop Alternatives to Methyl Bromide for Southern European Countries. 7-10 December, Crete (Grecce), 133-135.
- Lacasa, A., Guerrero, M.M., Oncina, M. & Mora, J.A., (2004).** *Desinfección de suelos en invernaderos de pimiento*, vol.16. (Murcia: Publicaciones de la Consejería de Medio Ambiente, Agricultura y Agua).
- Lazzeri, L., Leoni, O., Manici, L.M., (2004).** *Biocidal plant dried pellets for biofumigation.* Industrial Crops and Products 20: 59-65.
- Levitt, J., (1980).** *Response of plant to an enviromental stress.* 2 Vol. Ac. Press. New York. En Porta et al
- Linn, D.M., Doran, J.W., (1984).** *Effect of watter-filled pore space on carbón dioxide and nitrous oxide production in tilled and montilled soils.* Soil Science Society of America. Journal 48: 1267-1272.
- López, G.J y Naredo, J.M., (1994).** *Enarenados y sustratos con solución perdida. Evaluación en cultivo de tomate.* Horticultura. 41-46.
- López-Martínez N, Castillo S, Cuaresma I.M, Carmona I, González-Zamora J.E, Avilla C, López-Medina J, Aguirre I., (2004).** *Efecto de la biofumigación sobre la flora arvense del freson.* VI Congreso SEAE, 27 Sept.- 2 de Oct., Almería, 1531-1539.
- Makswitat, E., Latus, C., Merbach, W., Ruppel, S., Augustin, J., Kuchenbuch, R. y Wirth, S.J., (1995).** *Nitrogen dynamics in soils of the Northeast German Lowland cultivated with picking cucumber (Cucumis sativus, L.) with mulch film.* Zalf-Berichte, (15) 41 p.
- Marañés, A., Sánchez, J.A., de Haro, S., Sánchez, S., del Moral, F., (1998).** *Análisis de suelos. Metodología e interpretación.* Servicio de publicaciones de la Universidad de Almería.
- Marín-Guirao JI, Boix Ruiz A, Ruiz Olmos C, Vargas Vargas A, Martínez Beltrán C D, Díaz Pérez M, Tello Marquina JC, Camacho Ferre F., (2012).** Efecto de diferentes materias orgánicas en suelo arenado sobre la producción de tomate (*Licopersicon esculentum* cv. Amilda). En: Actas X Congreso de la Sociedad Española de Agricultura ecológica, Albacete 26 septiembre- 29 septiembre.
- Marschener, H., (1996).** *Mineral Nutrition in Higher Plants.* Academic Press, 672 pp. London. En porta et al 2003
- Matthiesen, J.N., Kirkegaard J.A., (1993).** *Biofumigation, a new concept for 'clean and green' pest and disease control.* Western Australian Potato Grower, October, 14-15.
- Moreno, J., MoraL, R., (2008).** Compostaje. Ediciones Mundi-Prensa.

- Munnecke D.E., (1984).** *Establishment of microorganisms in fumigated avocado soil to attempt to prevent reinvasion of the soil by Phytophthora cinnamoni.* Trans. Br. Mycol. Soc. 83, 287.
- Murphy, D.V., Macdonal, A.J., Stockdale, E.A., Goulding, K.W., Fortune, S., Gaunt, J.L., Poulton, P.R., Wakefield, J.A., Webster, C.P., Wilmer, W.S., (2000).** *Soluble organic nitrogen in agricultural soils.* Biology and Fertility of Soils 30: 374-387.
- Navarro, G y Navarro, S., (2000).** *Química agrícola. El suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal.* Ediciones Mundi-prensa.
- Neale, S.P., Shah, Z., Adams, W.A., (1997).** *Changes in microbial biomass and nitrogen turnover in acidic organic soils following liming.* Soil Biol Biochem 29: 1463-1474.
- Palmero, D., de Cara, M., Santos, M., Tello, J.C., (2011).** *Control of diseases from formae especiales of Fusarium oxysporum causing wilt in intensive horticultural crops.* In: Alves-Santos, F.M. and Díez, J.J. (Eds.), Control of Fusarium Diseases. Research Signpost, Kerala, India, pp. 209-228.
- Pathak, H., Rao, D.L., (1998).** *Carbon and nitrogen mineralization from added organic matter in saline and alkaline soils.* Soil Biol Biochem 30:695-702.
- Perdomo, A., Guadalupe, A., Ríos, D., Santos, B., (2000).** *Efectos de diferentes tratamientos de suelo no agresivos para el control de plagas y enfermedades en zanahorias en Tenerife.* Agrícola Vergel, 221: 347-352.
- Pérez, J. y Céspedes, A., (2001).** *Análisis de la demanda de inputs para la producción en el sector de cultivos protegidos de Almería.* En: I. M. Cuadrado (Ed) Estudio de la demanda de inputs auxiliares: producción y manejo en el sistema productivo agrícola almeriense: 1-102. Fundación para la Investigación Agraria en la provincia de Almería. Almería, España.
- Pérez J., López, J.C., Fernández, M.D., (2002).** *La agricultura del sudeste: situación actual y tendencias de las estructuras de producción en la horticultura almeriense: 262-282.* En J. M. García (Coord.) Mediterráneo Económico: La Agricultura Mediterránea en el siglo XXI, Caja Rural Intermediterránea, Cajamar. Almería. España.
- Plaster E.J., (1997).** *La ciencia del suelo y su manejo.* (Ed) Thomson Editores Spain. España.
- Powlson, D.S., Barraclough, D., (1993).** *Mineralization and assimilation in soil-plant systems.* In: Knowles, R., Blackburn, T. H., (eds) Nitrogen isotope Techniques. Academic Press, San Diego, pp, 209-242.
- Porta, J., López-Acevedo, M., Roquero, C., (1994).** *Edafología para la agricultura y medio ambiente.* Ed. Mundi-Prensa. Madrid.
- Pratt, P.F., (1984).** *Nitrogen use and nitrate leaching in irrigated agriculture.* In: Nitrogen in crop production (Hauck R.D., ed.). American Society of Agronomy. Madison WI, USA. pp. 319-333.

- Prosser, J.I., (1989).** *Autotrophic nitrification in bacteria.* Advances in Microbial Physiology 30: 125-181.
- Ramírez-Villapudua, R. J., D.E. Munnecke., (1984).** *Effects of solarization of soil amended with cabbage residues on Fusarium oxysporum f.sp. conglutinans race-5.* Phytopathology 75, 1291.
- Ramos, C., Agut, A., Lidon, A.L., (2002).** *Nitrate leaching in important horticultural crops of the Valencian Community region (Spain).* Environ. Pollut. 118, 215-223.
- Resh, H.M., (1991).** *Cultivos Hidropónicos. Nuevas técnicas de producción.* 3ª ed. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid
- Richards, L.A., (1954).** *Diagnosis and improvement of saline and alkaline soils.* United States Salinity Laboratory Staff. Agriculture Handbook, Nº 60. U.S. Dept. Agric. Washington.
- Robledo, F. y Martín, L., (1988).** *Aplicación de los plásticos en la agricultura.* Ed. Mundi-Prensa. Madrid. 562 pp.
- Rodríguez- Kábana, R., G. Morgah-Jones, Y. Chet., (1987).** *Biological control of nematodes: soil amendments and microbial antagonists.* Plant and Soil 100, 237-247.
- Ruppel, S. y Makswitat, E., (1996).** *Effect of black plastic mulch on nitrogen balance in cultivation of pickles (Cucumis sativus L.).* Gartenbauwissenschaft, 61(5): 230-237.
- Seoáñez, M., (1999).** *Contaminación del suelo: estudios, tratamiento y gestión.* (Ed) Mundi-Prensa. Madrid.
- Simek, M., Cooper, J.E., (2002).** *The influence of soil pH on denitrification: progress towards the understanding of this interaction over the last 50 years.* European Journal of Soil Science 53: 345-354.
- Simón, B., Navarro, G., (2000).** *Química agrícola; el suelo y los elementos químicos esenciales en la vida vegetal.* Ed: Mundi-prensa. Madrid. 488pp.
- Steiner, A.A., (1973).** *The selective capacity of tomato plants for ions in a nutrient solution.* pp 43-53. In: Proceeding 3rd International Congress on Soilles Culture .Wageningen, The Netherlands.
- Stevens, R.J., Laughlin, R.J., Malone, J.P., (1998).** *Soil pH affects the processes reducing nitrate to nitrous oxide and di-nitrogen.* Soil Biol Biochem 30: 1119-1126.
- Stirling, G.R., (1991).** *Biological Control of Plant Parasitic Nematodes: Progress, problem and Prospects.* CAB International , Wallingford, Oxon, 282 pp.
- Tate, R. I., (1987).** *Soil Organic Matter. Biological and Ecological Effects.* Jonh Wiley & Sons. New york. 291 pp..

- Tello, J.C., Palmero, D., García, A., de Cara, M., (2010).** *Biodesinfección del suelo para el control de micosis de origen edáfico, corrección de la "fatiga" y efecto sobre las propiedades físico-químicas del suelo.* En: Organismos para el control de patógenos en los cultivos protegidos. Prácticas culturales para una agricultura sostenible. Coord: J.C. Tello y F. Camacho. Fundación Cajamar.
- Thompson, R.B., Gallardo, M., Gimenez, C., (2002).** *Assessing Risk of Nitrate Leaching from the Horticultural Industry of Almería.* Acta Horticulturae 571: 243-245.
- Thompson, R.B., Martínez, C., López-Toral, J., Fernández, M^a.D., Gallardo, M., Gimenez, C., (2004).** *Management factors contributing to nitrate leaching loss from a greenhouse-based intensive vegetable production system.* Proceedings of International Society of Horticultural Science Symposium "Towards Ecologically Sound Fertilisation Strategies for Field Vegetable Production" Perugia, Italia, Junio 2004. Acta Horticulturae (en prensa).
- Thompson, R.B., Martínez-Gaitán, C., Gallardo, M., Jiménez, C., Fernández, M.D., (2007).** *Identification of irrigation and management practices that contribute to nitrate leaching loss from an intensive vegetable production system by use of comprehensive survey.* Agric. Water Manage. 89 (3), 261-274.
- Tiedje, J.M., (1998).** *Ecology of denitrification and dissimilatory nitrate reduction to ammonium.* In: Zehnder AJB, ed. Biology of anaerobic microorganisms. New York, USA: John Wiley & Sons, Inc.
- Stirling G.R., (1991).** *Biological Control of Plant Parasitic Nematodes: progress, Problem and Prospects.* CAB International, Wallingford, Oxon, 282 pp.
- Unger, P.W., T.M. McCalla., (1980).** Conservation tillage systems. *Adv. Agron.* 33, 1-58.
- Vázquez, N., Pardo, A., Suso, M.L., Quemada, M., (2006).** *Drainage and nitrate leaching under processing tomato growth with drip irrigation and plastic mulching.* Agric. Ecosyst. Environ. 112, 313-323.
- Yan, F., Schubert, S., Mengel, K., (1996).** *Soil pH changes during legume growth and application of plant material.* Biology and Fertility of Soils 23: 236-242.
- Zanón, M.J., (2009).** *Efecto de la Biofumigación y Biosolarización en el Control de Bacterias Fitopatógenas.* Tesis Doctoral, Escuela Universitaria de Ingenieros Agrónomos. Universidad Politecnica de Valencia, 301 pp.

Páginas web consultadas:

- FAOSTAT., (2013).** En: <http://www.faostat.fao.org> Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura
- Junta de Andalucía., (2013).** En: <http://www.juntadeandalucia.es/agriculturaypesca> Junta de Andalucía

MAGRAMA., (2013). Encuesta de superficies y rendimientos de cultivos (ESYRCE, 2011).
En: <http://www.magrama.gob.es> Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente.

Fundación UAL-ANECOOP. En: <http://www.fundaciónualanecoop.org/>